SHOUT
SHARE
IT

S.41 b.

64^e ANNÉE. — VII^e SÉRIE. T. XX. N^{os} 1, 2 et 3

ANNALES
DES
SCIENCES NATURELLES
SEPTIÈME SÉRIE

Kew

BOTANIQUE
COMPRENANT
L'ANATOMIE, LA PHYSIOLOGIE ET LA CLASSIFICATION
DES VÉGÉTAUX VIVANTS ET FOSSILES

PUBLIÉE SOUS LA DIRECTION DE
M. PH. VAN TIEGHEM

BRITISH MUSEUM NATURAL HISTORY

TOME XX. — N^{os} 1, 2 et 3

PARIS
G. MASSON, ÉDITEUR
LIBRAIRE DE L'ACADÉMIE DE MÉDECINE
120, Boulevard Saint-Germain
1894

PARIS, 30 FR. — DÉPARTEMENTS ET ÉTRANGER, 32 FR.
Ce cahier a été publié en avril 1895.
Les *Annales des sciences naturelles* paraissent par cahiers mensuels.

Conditions de la publication des Annales des sciences naturelles

SEPTIÈME SÉRIE

BOTANIQUE

Publiée sous la direction de M. Ph. Van Tieghem.

L'abonnement est fait pour 2 volumes, chacun d'environ 400 pages, avec les planches correspondant aux mémoires.

Ces volumes paraissent en plusieurs fascicules dans l'intervalle d'une année.

Les tomes XVIII et XIX sont complets.

ZOOLOGIE

Publiée sous la direction de M. A. Milne-Edwards.

L'abonnement est fait pour 2 volumes, chacun d'environ 400 pages, avec les planches correspondant aux mémoires.

Ces volumes paraissent en plusieurs fascicules dans l'intervalle d'une année.

Les tomes XVII et XVIII sont complets.

Prix de l'abonnement à 2 volumes :

Paris : 30 francs. — Départements et Union postale : 32 francs.

ANNALES DES SCIENCES GÉOLOGIQUES

Dirigées, pour la partie géologique, par M. Hébert, et pour la partie paléontologique, par M. A. Milne-Edwards.

L'abonnement est fait pour un volume d'environ 300 pages, publié en plusieurs fascicules dans le courant d'une année.

Prix du volume :

Paris : 15 fr. — Départements : 16 fr. — Union postale : 17 fr.

Le tome XXII est publié.

Prix des collections.

Première série (Zoologie et Botanique réunies), 30 vol.		(*Rare.*
Deuxième série (1834-1843).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Troisième série (1844-1853).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Quatrième série (1854-1863).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Cinquième série (1864-1873).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Sixième série (1874 à 1885).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Géologie, 22 volumes.		330 fr.

ANNALES

DES

SCIENCES NATURELLES

SEPTIÈME SÉRIE

BOTANIQUE

CORBEIL. — IMPRIMERIE CRÉTÉ

ANNALES

DES

SCIENCES NATURELLES

SEPTIÈME SÉRIE

BOTANIQUE

COMPRENANT

L'ANATOMIE, LA PHYSIOLOGIE ET LA CLASSIFICATION
DES VÉGÉTAUX VIVANTS ET FOSSILES

PUBLIÉE SOUS LA DIRECTION DE

M. PH. VAN TIEGHEM

BRITISH MUSEUM
NATURAL HISTORY

TOME XX

PARIS
G. MASSON, ÉDITEUR
LIBRAIRE DE L'ACADÉMIE DE MÉDECINE
120, Boulevard Saint-Germain

1895

FLORULE BRYOLOGIQUE DE TAHITI

ET DES

ILES DE NUKAHIVA ET MANGAREVA (1)

Par M. ÉMILE BESCHERELLE.

Lorsque j'ai entrepris, il y a vingt-cinq ans, la publication de la flore bryologique des colonies françaises et des pays soumis au protectorat de la France, je n'avais pas l'intention de m'occuper de Tahiti, en raison du petit nombre d'échantillons que j'avais pu réunir sur cette région. Depuis, M. Drake, le savant floriste de la Polynésie, a bien voulu me donner une collection assez importante de mousses récoltées à Tahiti par M. J. Nadeaud, ancien chirurgien de la marine, et la brochure que ce dernier a publiée en 1873, chez le libraire Savy, brochure dans laquelle les Mousses, au nombre de 48, sont énumérées ou décrites. Les différences que j'ai remarquées dans l'*Énumération* de M. Nadeaud m'ont amené à étudier de près ces Mousses et j'ai été ainsi conduit à rechercher dans les collections du Muséum tout ce qui pouvait me servir pour dresser l'inventaire de nos connaissances sur Tahiti, et accessoirement sur les Mousses des îles Marquises et Gambier qui n'avaient pas encore été nommées. C'est le résultat de mes investigations que je présente ici, dans la pensée que sa publication pourra être utile aux botanistes qui visiteront les îles en question.

Clamart (Seine), le 1er août 1894.

---

(1) Dans cette Florule j'ai suivi l'orthographe adoptée pour les noms de pays dans l'Annuaire de Tahiti, publié à Papeete en 1894.

1° VOYAGEURS ET COLLECTEURS.

C'est à Sir Joseph Banks et au docteur Solander, savant suédois, attachés à l'expédition de l'*Endeavour*, commandée par le capitaine Cook, et qui séjournèrent à Tahiti d'avril à juillet 1769, qu'on doit la connaissance des premières Mousses de cette île, quoiqu'elles aient été déterminées longtemps après (*Dicnemos Banksii*, *Syrrhopodon Banksii*, *Leptostomum macrocarpum*, *Entodon Solanderi*). Puis vient, vers la fin du siècle dernier (1792), Menziès, chirurgien de la marine anglaise, qui, au cours du voyage de Vancouver, en rapporta cinq nouvelles espèces (*Holomitrium vaginatum*, *Macromitrium Menziesii*, *M. subtile*, *M. incurvifolium* (?) et *Entodon pallidus* (?).

Tel était le bilan de la bryologie tahitienne au commencement du XIXe siècle. De 1825 à 1846, les voyages autour du monde, accomplis par Beechey, Dumont d'Urville, Du Petit-Thouars, Wilkes, avec le concours des botanistes Lay, Collie, Lesson, Le Guillou, Hombron et Jacquinot, eurent pour effet d'augmenter de 31 espèces le nombre des Mousses connues dans la région, soit à Tahiti, soit à Nukahiva. Mais c'est surtout en 1847 que les matériaux abondèrent. J. Vesco, chirurgien de l'*Uranie*, J. Lépine, pharmacien de la marine, en station à Tahiti à la même époque, ont récolté, le premier 30 espèces distinctes, et le second 17, soit ensemble 47 espèces, dont 11 nouvelles, ce qui portait à 86 le nombre des Mousses connues avant 1851, et à 92 en y comprenant les 6 espèces recueillies à une époque dont j'ignore la date par Bidwill, 3, et Sibbald, 1, et en 1850 par le capitaine d'état-major Ribourt, 2.

De 1851 à 1853, Andersson et Ponten, embarqués sur la frégate *Eugénie*, rapportèrent, le premier 26 Mousses, dont 12 nouvelles, qui furent nommées en 1873 par Angström; S. O. Lindberg a décrit en 1864 les 3 nouvelles espèces recueillies par le pasteur Ponten.

M. Édélestan Jardin, inspecteur adjoint de la marine, qui séjourna dans les îles Marquises et dans les îles de la Société de 1852 à 1855, récolta 10 espèces à Tahiti et 10 autres à Nukahiva; M. J. Nadeaud, chirurgien de la marine, pendant les trois années (1856 à 1859) qu'il passa à Tahiti, rapporta 35 espèces, dont 10 nouvelles. Quelques espèces furent recueillies en 1855, 3 par Vieillard et Pancher, 7 par Jelinek (*Voyage de la* « Novara », de 1857 à 1859), 11 par le pasteur Vernier et 7 par le docteur Savatier (*Voyage de la* « Magicienne, 1875 »).

L'ensemble des échantillons que j'ai pu réunir de la sorte s'élève à 216 et se répartissent entre 91 espèces, chiffre relativement élevé pour la superficie qui a été explorée, tant à Tahiti, qu'à Nukahiva et à Mangareva.

2° BIBLIOGRAPHIE.

On trouve peu de renseignements dans les ouvrages généraux d'Hedwig, de Schwægrichen, de Hooker, et de Bridel, relativement aux Mousses de la région considérée. Nous signalerons toutefois les suivants :

1792. HEDWIG, *Species muscorum*, III, p. 28.
Bryum macrocarpum = *Leptostomum macrocarpum* (sans nom de collecteur et avec cette désignation : Iles australes).

1818. W.-J. HOOKER, *Musci exotici*, I, tab. 64.
Trichostomum vaginatum = *Holomitrium vaginatum*.

1827. SCHWÆGRICHEN, *Species muscorum*, Suppl. II, II, 2e part., p. 140, tab. 192.
Macromitrium subtile!

1827. BRIDEL, *Bryologia universa*, II, p. 331.
Leskia (*Omalia*) *inflectens* = *Ectropothecium inflectens*.

1830. SCHWÆGRICHEN, *Sp. Musc.*, Suppl. III, II, 2e part., tab. 174.
Hypnum duplicatum Schw. (e. p.) = *Calyptothecium prælongum*.

Mais, en vue de permettre aux bryologues de se reconnaître dans la bibliographie de la bryologie tahitienne, je crois devoir indiquer les mémoires qui traitent spécialement ou accessoirement de la question, la plupart de ces mémoires étant peu connus ou peu répandus; je ferai connaître en même temps les Mousses qui y sont énumérées ou décrites avec le nom sous lequel elles figurent dans notre Florule.

1831. *The Botany of Captain* Beechey's *Voyage*, plantes collectées par Lay et Collie, dans les années 1825-1828, et décrites par W.-J. Hooker et W. Arnott, London, 1831 (1).

Les Mousses ont été récoltées dans les îles de la Société du 26 mars au 26 avril 1826.

1° *Octoblepharum albidum = O. longifolium?*
2° *Dicranum bryoides β osmundioides = Fissidens Nadeaudii?*
3° *Orthotrichum apiculatum* Hook. = *Macromitrium?*
4° *Neckera undulata = Neckera Lepineana?*
5° — *filicina = ?*
6° *Hypnum Chamissonis = Ectropothecium sodale.*
7° — *fuscescens* H. et Arn., sp. nov. = *Ectropothecium inflectens.*

1836-1837. *Zephyritis tahitensis* Énumération des plantes découvertes par les voyageurs dans les îles de la Société, principalement dans celle de Tahiti, par Guillemin (in *Annales des sc. nat.*, 2e série, vol. VI, 1836, vol. VII, 1837; tirage à part, chez Renouard).

Dans ce travail de 84 pages, l'auteur énumère toutes les plantes signalées dans la région, soit par les anciens voyageurs, soit par Moerenhout. Les Mousses qui y figurent, au nombre de 11, sont celles qui sont indiquées ci-dessus dans le voyage du capitaine Beechey et les 4 suivantes :

Leptostomum macrocarpum = !
Holomitrium vaginatum = !
Macromitrium piliferum = ?
Leskea inflectens = Ectropothecium inflectens.

Aucune d'elles n'a été récoltée par Moerenhout.

1845. Voyage au pôle Sud et dans l'Océanie sur les corvettes l'*Astrolabe* et la *Zélée*, de 1837 à 1840, sous le commandement de Dumont d'Urville, *Botanique*, *plantes cellulaires*, par C. Montagne.

Les collecteurs ont été le docteur Hombron et Jacquinot ; les Mousses citées dans cet ouvrage sont :

---

(1) Je cite cette date d'après le *Zephyritis* de Guillemin, publié en 1836-1837; l'exemplaire que j'ai consulté porte la date de 1841 ! Mais en 1837 Guillemin ne pouvait avoir eu connaissance de l'ouvrage de Hooker et Arnott, s'il avait été publié en 1841.

1° DE TAHITI.

Macromitrium incurvifolium = *M. subtile.*
Neckera undulata = *N. Lepineana.*
— *pennata* = *Calyptothecium prælongum.*
Cryphæa helictophylla = *Meteorium helictophyllum.*
— *nigrescens* = *Papillaria Anderssoni.*
Isothecium cladorrhizans = *Entodon Solanderi.*
Hypnum Chamissonis = *Ectropothecium sodale.*

2° DE MANGAREVA (îles Gambier).

Calymperes Afzelii = *C. Angströmii.*
Syrrhopodon fasciculatus = *S. obtusifolius.*
Fissidens mangarevensis = !
Neckera undulata = *N. Lepineana.*

1848. GREVILLE, in *Annal. and Magaz. of Nat. History*, p. 326, tab. 18.
Spiridens Balfourianus!

1848. C. MONTAGNE, in *Annales des sciences naturelles*, 3e série, vol. X.
Neckera Lepineana!
Pilotrichum cylindraceum = *Pterobryum cylindraceum.*

1849-1851. C. MUELLER, *Synopsis muscorum.*
Leptostomum macrocarpum!
Holomitrium vaginatum!
Macromitrium subtile!
Neckera Lepineana!
— *Urvilleana* (sp. nov.).
— (*Spiridens*) *Balfouriana!*
Pilotrichum (*Dendropogon*) *helictophyllum* = *Meteorium helictophyllum.*
Hypnum (*Vesicularia*) *inflectens* = *Ectropothecium inflectens.*
— (*Aptychus*) *fuscescens* = *Ectropothecium inflectens.*

1854. *Notice of some new Species of Mosses from the pacific Islands in the Collection of the United States Exploring Expedition under Cap.* WILKES, *by* W.-S. SULLIVANT (in *the Proceed. of the Amer. Acad. of Arts and Sciences*, vol. III, 1854).

Les Mousses nouvelles de Tahiti sont les suivantes :

Hypnum apertum = *Ectropothecium inflectens.*
— *molluscoides* = *Ectropothecium sodale.*
— *sodale!*
Hookeria tahitensis = *Chætomitrium tahitense.*

Indépendamment de ces Mousses, il a été rapporté de Tahiti un certain nombre d'espèces déjà connues qui ont été énumérées dans le travail général renfermant l'indication de toutes les récoltes faites au cours du voyage du capitaine Wilkes, et qui a été publié de 1862 à 1874. La partie qui concerne les Mousses comprend 112 pages in-4° et 36 planches, mais elle a été distribuée séparément et ne se trouve pas dans le volume, du moins à la bibliothèque du Muséum et dans les autres établissements de Paris.

Les espèces qui sont dans l'herbier du Muséum sont les suivantes :

Dicnemos rugosus = *D. Banksii.*
Campylopus Dozyanus = *C. Blumii.*
Macromitrium owahiense !
Syrropodon tahitensis !
Hookeria oblongifolia !
Hypnum plumosum = *Brachythecium tearapense.*
— *Pickeringii* = *Sematophyllum Pickeringii.*
— *spininerve* = *Mniodendron tahiticum.*

1858-1862. C. Mueller, in *Botanische Zeitung.*
Année 1858, p. 161. *Dicnemos Banksii !*
— — p. 162. *Syrrhopodon Banksii !*
— 1859, p. 205. *Polytrichum nukahivense* = *Pogonatum nukahivense.*
— — p. 220. *Bartramia tahitensis* = *Philonotula tahitensis.*
— 1862, p. 361. *Macromitrium Menziesii !*

1864. S.-O. Lindberg, in *Ofvers. af K. Vet. Akad. Förh.*, 1864, n° 10, *appendix*, pp. 606-608.

Les Mousses nouvelles décrites dans ce recueil ont été recueillies par le R. P. Ponten, au cours du voyage de la frégate *Eugénie*; ce sont :

Phyllogonium cylindricum !
Syrrhopodon obtusifolius !
Octoblepharum longifolium !

1865. Schimper, Monographie du genre *Spiridens* (in nova acta Leop. nat. Cur., vol. XXXIV).
Spiridens Balfourianus !

1870. *Reise der Œsterreichischen Fregate Novara um die Erde, in den Jahren* 1857, 1858, 1859. *Cryptogamie*, par le Dr Reichardt.

Les Mousses récoltées à Tahiti par M. Jelinek sont :

Macromitrium subtile.
Bryum argenteum.

Phyllogonium cylindricum.
Neckera Lepineana.
— *Eugeniæ* = *Calyptothecium prælongum*
Hypnum sodale = *Ectropothecium sodale.*
— *inflectens* = *Ectropothecium inflectens.*
— *Novaræ* (sp. nova) = *Phyllogonium cylindricum* ♁.
Hypopterygium debile.

1871. *Flora Vitiensis, Musci,* by W. Mitten.

Dans cet ouvrage, M. Mitten donne un conspectus de toutes les Mousses signalées dans les îles de la Polynésie. Celles qui proviennent de Tahiti ou de Nukahiva sont au nombre de 17. Nous ne signalerons que celles qui ne figurent pas dans les ouvrages ci-dessus analysés, ce sont :

Bryum leptothecium (Bidwill, leg.).
Entodon pallidus, sp. nov. (Menzies, leg.).
Ctenidium stellulatum, sp. nov. (Bidwill, leg.).
Phyllogonium angustifolium Sch. = *P. cylindricum.*

1873. Angström, *Forteckning och beskrifning öfver Mossor, samlade af* N.-J. Andersson, *under Fregatten Eugenies verldsomsegling aren* 1851-1853 (in *Ofvers. af Kongl. Vet. Akad. Forhandl.*, 1873, pp. 118-139).

Les Mousses récoltées par Andersson à Tahiti en septembre 1852 sont les suivantes :

Leucobryum tahitense (sp. nov.).
Weisia viridula ?
Campylopus obscurus (sp. nov.).
Rhizogonium spiniforme.
Philonotis tahitensis C. M. = *P. runcinata* C. M. (1).
Breutelia Eugeniæ (sp. nov.).
Calymperes tahitense Angst. (non Mitt.). = *C. Angströmii !*
Macromitrium subtile.
Hypopterygium tahitense.
Rhacopilum demissum.
Phyllogonium cylindricum.
Omalia exigua = *O. pseudo-exigua.*
Neckera Urvillei, distribué sous le nom de *Neckera Eugeniæ* = *Calyptothecium prælongum.*
Neckera Lepineana.
Cylindrothecium Solanderi.
— *turgidum.*
Cryphaea helictophylla = *Papillaria Angströmii* (1).

---

(1) Corrections faites par M. Ch. Mueller dans le même recueil, année 1876, pp. 50-55.

Papillaria tahitensis (sp. nov.) = *Meteorium helictophyllum* (1).
Hookeria (*Callicostella*) *papillata.*
Hypnum (*Ectropothecium*) *inflectens* = *Hypn.* (*Ectrop.*) *bryifolium* (1).
— — *tahitense* (sp. nov).
— — *loxocarpum* (sp. nov.) = *Ectrop. inflectens.*
— (*Microthamnium*) *scaberulum?*
— — *trachœlocarpum* (sp. nov.).
— (*Drepanium*) *calpœcarpum* (sp. nov.) = *Ectropothecium sodale.*
— — *polyandrum* = *Ectropothecium polyandrum.*

1873. J. Nadeaud, *Énumération des plantes indigènes de l'île de Tahiti, recueillies et classées par le* Dr J. Nadeaud. Paris, Savy, 1873.

Ce travail, qui est peu connu des bryologues, renferme l'énumération de 49 espèces de Mousses récoltées à Tahiti. La collection que m'a donnée M. Drake ne contient que 35 numéros; j'indiquerai en regard de chacun de ces numéros le nom spécifique sous lequel les plantes figurent dans mon travail. Pour les autres, je mettrai un point de doute (?), n'ayant pu me procurer les échantillons auxquels ils se rapportent.

Nos 43. *Astomum nervosum* = *Philonotula ?*
44. *Fissidens genunervis* = *Fissidens Nadeaudii.*
45. — *radicans* = *F. mangarevensis*, var.
46. *Leucophanes octoblepharoïdes* = *Leucobryum tahitense* et *Arthrocormus dentatus.*
47. *Leucophanes fragile* = *Syrrhopodon Banksii.*
48. — *Blumei* = *Calymperes Angströmii.*
49. *Mnium rostratum* = *Bryum leptothecium.*
50. *Leptostomum macrocarpum* = *Leucobryum tahitense.*
51. — *erectum* = ?
52. *Polytrichum convolutum* = *Pogonatum tahitense*, var. *cirrhatum.*
53. *Bryum Peromnion* = *Rhizogonium spiniforme.*
54. — *australe* = *Bryum melanothecium.*
55. *Holomitrium vaginatum* = *Dicnemos Banksii.*
56. *Dicranum flexifolium* = *Campylopus Blumei.*
57. — *arcuatum* = ?
58. — *arctocarpum* = *Campylopus Nadeaudii.*
59. *Weisia viridula* = ?
60. *Zygodon pusillus* = *Holomitrium vaginatum* et *Brachythecium tearapense.*
61. *Macromitrium tahitense* (Sp. nov.) = ?
62. — *subtile* = !
63. — *orthostichum* = ?
64. *Gumbelia Scouleri !* = ? an *Rhynchostegii* species?
65. *Hypopterygium filiculæforme* = *H. Nadeaudianum*
66. — *spectabile* = *Rhacopilum convolutaceum.*

67. *Cyathophorum bulbosum* = *Garovaglia tahitensis.*
68. *Daltonia contorta* = ?
69. *Mniadelphus Montagneanus* = *Distichophyllum Nadeaudii.*
70. — *spathulatus* = *D. tahitense.*
71. *Rhegmatodon rufus* = *Entodon turgidus.*
72. *Fabronia tahitensis* (Sp. nov.) = ?
73. *Neckera Lepineana* = !
74. — *australasica* = ?
75. — *Urvilleana* = *Calyptothecium prælongum.*
76. — *Balouriana* = ! *Spiridens Balfourianus.*
77. — *squarrosa* = ?
78. — *Madagascariensis* = ?
79. — *nigrescens* = ?
80. *Pilotrichum tenellum* = ?
81. — *helictophyllum* = *Calyptothecium prælongum.*
82. — *cylindraceum* = ! *Pterobryum cylindraceum.*
83. *Hookeria sublimbata* = *H. oblongifolia.*
84. *Hypnum inflectens* = ! *Ectropothecium inflectens.*
85. — *Chamissonis* = *Ectrop. sodale.*
86. — *paradoxum* = *Brachythecium tearapense.*
87. — *fuscescens* = *Sematophyllum Lepinei.*
88. — *pycnophyllum* = *Trichosteleum Vernieri.*
89. — *aciculare* = ! *Ptychomnium aciculare.*
90. — *comosum* = *Mniodendron tahitense.*
91. — *Junghuhnii* = *Hypnodendron Vescoanum.*

1874. Ch. Mueller, *Musci polynesiaci præsertim Vitiani et Samoani* (in *Journal des Museum Godeffroy*, Heft. VI. (1874).

Les Mousses de Tahiti qui sont indiquées dans ce mémoire sont :

Phyllogonium (*Cryptogonium*) *cylindricum.*
Neckera Eugeniæ = *Calypothecium prælongum.*
Hypnum (*Ectropothecium*) *inflectens.*
— (*Sigmatella*) *Pickeringii.*

1875. Duby, *Mémoires de la Société de physique et d'histoire naturelle de Genève*, XXIV.
Campylopus Vernieri (Sp. nov.) !
Hypnum Vernieri (Sp. nov.) = *Trichosteleum Vernieri.*

1875. Édélestan Jardin, *Énumération de nouvelles plantes phanérogames et cryptogames découvertes dans l'ancien et le nouveau continent*, Paris, 1875, chez J.-B. Baillière.

Les Mousses énumérées dans ce mémoire ont été nommées par Schimper, mais n'ont jamais été décrites ; elles se trouvent toutes, sauf deux, dans les collections du Muséum.

1° Mousses de Tahiti :

2. *Syrrhopodon Jardini* Sch. = *S. involutus.*
3. *Pterobryum dextrum* Sch. = *Pterob. cylindraceum.*
4. *Leucobryum ?*
4^{b} *Philonotula?* = *Philonotula Jardini.*
8. *Trematodon Jardini* Sch. = *Wilsoniella Jardini.*
10. *Hypnum circinulatum* Sch. = *Ectropothecium sodale ?*
10^{bis} — *daltonioides* Sch. = *Sematophyllum Pickeringii.*
11. *Isothecium cladorrhizans* Sch. = *Entodon Solanderi.*
12. *Cyrtopus tahitensis* Sch. = *Garovaglia tahitensis.*

2° Mousses de Nukahiva.

2^{bis} *Syrrhopodon speciosus* Sch. = *Leucophanes nukahivense.*
7. *Leucophanes blepharioides* Sch. = *L. octoblepharoides.*
9. *Pogonatum laterale* Sch. = *Pogonatum nukahivense.*
10^{c}. *Hypnum macroblepharum* Sch. = *Microthamnium macroblepharum.*
10^{d}. *Hypnum nukahivense* Sch. =*?*
10^{e}. — *Lepineanum* Sch. =*?*
13. *Leucodon pacificus* Sch. =*!*
14. *Hookeria Jardini* = *H. oblongifolia.*
14^{6}. — *pallens* Sch. = *H. nukahivensis.*
15. *Phyllogonium cryptocarpum* Sch. = *Phyllogonium cylindricum.*

2° Distribution géographique. — Dans le *Zephyritis tahitensis*, Guillemin constate déjà en 1837 que l'île de Tahiti présente « une Flore plus nombreuse qu'on ne devait le présumer, d'après ce qu'on avait dit de la pauvreté des îles en général, et qu'elle serait encore plus riche s'il y existait quelque grand cours d'eau près duquel pût s'accumuler une végétation diversifiée ; » il déclare que, « outre que c'est principalement avec l'archipel Indien, auquel il faut adjoindre les îles Maurice et Madagascar, que les plantes de Tahiti offrent le plus de ressemblance et qu'elles n'en présentent aucunement avec le continent américain, dont les îles de la Société ne sont pourtant pas tellement éloignées qu'on devrait s'attendre à trouver de l'analogie dans les espèces qu'elles produisent. »

La Flore de Tahiti, en ce qui concerne les Mousses proprement dites, n'a en effet aucun rapport avec celle du continent américain. Mais nous différons d'avis avec Guillemin en ce qui touche l'archipel Indien, au moins pour les espèces. Les espèces constatées à Tahiti sont au nombre de 74, dont 41 peuvent être considérées jusqu'à présent comme spéciales aux îles de la Société. Les 33 autres sont communes avec d'autres îles polynésiennes, et l'on n'en trouve que 2 qui se rencontrent en même temps à Tahiti et dans l'archipel Indien (*Campylopus Blumii* et *Racopilum demissum*) et 1 dans les îles austro-africaines de l'océan Indien (*Holomitrium vaginatum*). La flore muscinale des îles de la Société a plus de ressemblance avec celle des autres îles de la Polynésie situées entre l'Équateur et le tropique du Capricorne; ainsi, 10 de ces espèces sont communes à l'ouest avec les îles Samoa et 7 avec les îles Viti, à l'est, 8 avec les îles Marquises et 5 avec l'archipel Gambier. L'Australie et la Nouvelle-Zélande n'en fournissent qu'une seule chacune. Dans l'hémisphère boréal, on ne signale que 3 espèces qui se trouvent aussi aux îles Sandwich et 2 aux Philippines. Tahiti n'a pas échappé non plus à la loi qui préside à la dispersion de certaines espèces cosmopolites; on y voit les *Grimmia apocarpa* et *Bryum argenteum*, si communs en Europe et qu'on rencontre presqu'à l'état sporadique dans tout l'Univers. Le *Ptychommium aciculare*, le *Neckera Lepineana*, sont assez communs dans presque toutes les îles de la Polynésie; le *Rhizogonium spiniforme* est très répandu dans toute la région intertropicale et au delà dans l'hémisphère austral, en Amérique et en Afrique.

Mais si l'opinion de Guillemin n'est pas très exacte pour les espèces, elle l'est du moins pour les genres. Les îles de l'archipel Malais semblent être le berceau d'un grand nombre de genres exotiques qui, de là, se sont répandus dans les îles de la Polynésie, et Tahiti paraît être l'extrême limite orientale de leur aire de dispersion, comme Ceylan et les îles de la Sonde en sont la limite occcidentale. C'est ainsi que dans cette immense étendue comprise entre ces deux limites, on voit certains genres avoir des représentants comme égarés çà et là dans les diverses îles polynésiennes. Les *Spiridens*, ces géants parmi les Mousses, sont établis dans les Célèbes et aux Philippines, et on ne les retrouve que dans les Nouvelles-Hébrides, à la Nouvelle-Calédonie, à l'île de Lord Howe, aux îles Viti et Samoa, et enfin à Tahiti; on n'en trouve pas trace dans les autres îles à l'est ni sur les côtes de l'Amérique australe. Les *Garovaglia* (*Endotrichum* Doz. et Molk.) qui paraissaient propres aux îles ou aux territoires baignés par la mer des Indes (9 à Ceylan, 7 dans les montagnes des Indes orientales, 6 dans l'archipel Malais), se sont étendus à l'est dans les îles australes de la Polynésie; 2 espèces habitent l'Australie, 1 les îles Viti, une autre les îles Samoa; Tahiti donne enfin asile à une espèce particulière. De même, le genre *Wilsoniella*, qui ne comprend que 4 espèces, dont 2 sont localisées en Asie, l'une à Ceylan, l'autre au Tonkin, ne se rencontre plus qu'en Australie et à Tahiti, dernière limite à l'est. Deux autres genres, comprenant après les *Spiridens* les Mousses les plus élégantes, les genres *Mniodendron* et *Hypnodendron*, sont dans le même cas. On les trouve à Ceylan ou dans l'archipel Malais et dans les Philippines; on n'en voit plus qu'aux îles Sandwich au nord de l'Équateur, mais ils reparaissent au sud en Australie, en Tasmanie, à la Nouvelle-Zélande, puis à l'est à la Nouvelle-Calédonie et dans les îles Viti, Samoa et Tahiti; mais pour le genre *Hypnodendron*, cette dernière île n'est pas la limite extrême de dispersion du genre, car on en signale deux espèces au Chili.

Telle qu'elle est dans son ensemble, la flore muscinale de Tahiti est encore assez riche, eu égard à l'étendue de l'île, et, peut soutenir la comparaison avec celle des îles Viti qui ne renferme que 85 espèces de Mousses; celle de Samoa est plus riche, puisqu'on y a déjà constaté la présence de 125 espèces.

Iles Marquises. — Les Mousses recueillies à Nukakiva par Mercier et Jardin sont au nombre de 18, dont 9 sont spéciales à cette île.

Les Mousses spéciales sont :

1. *Dicranum rufifolium,*
2. *Leucophanes nukahivense,*
3. *Philonotula Jardini,*

4. *Pogonatum nukahivense*,
5. *Leucodon pacificus*,
6. *Hookeria chlorina*,
7. *Hookeria nukahivensis*,
8. *Microthamnium macroblepharum*,
9. *Rhacopilum microphyllum*.

Les espèces communes avec d'autres îles sont :

10. *Leucophanes octoblepharoïdes* = Archipel Malais.
11. *Calymperes Angströmii* = Tahiti.
12. *Phyllogonium cylindricum* = Tahiti et autres îles.
13. *Meteorium helictophyllum* = Tahiti.
14. *Hookeria oblongifolia* = Tahiti, Viti, Samoa.
15. *Trichosteleum Vernieri* = Tahiti.
16. *Ectropothecium inflectens* = Tahiti, Samoa, Sandwich.
17. — *sodale* = Tahiti, Samoa.
18. *Leucomium debile* = Tahiti, Samoa, Viti.

Archipel Gambier. — Les Mousses provenant de Manga-Reva et qui ont été recueillies par HOMBRON et LE BATARD sont peu nombreuses ; ce sont :

1. *Fissidens mangarevensis*,
2. *Syrrhopodon obtusifolius*,
3. *Calymperes Angströmii*,
4. *Bryum melanothecium*,
5. *Neckera Lepineana*.

Toutes ces Mousses se rencontrent à Tahiti. Le *Bryum melanothecium* se trouve aux îles Tonga et Samoa, et le *Neckera Lepineana* aux Philippines, dans l'archipel Indien et aux îles Viti.

3° DISPOSITION MÉTHODIQUE DES ESPÈCES.

I. — ACROCARPI.

TRIB. I. — WEISIACEÆ.

GEN. — WEISIA Hedw.

1. **Weisia viridula** Brid.

Tahiti : ANDERSSON (fide ANGSTROM †); terrains argileux et humides des environs du fort de Fautaua (NADEAUD † n° 59.)

Je n'ai vu aucun échantillon de cette mousse dont l'existence à Tahiti me paraît problématique.

TRIB. II. — DICRANACEÆ.

GEN. — WILSONIELLA C. Muell.

2. **Wilsoniella Jardini** Besch.

Trematodon Jardini Sch., Mss., in JARDIN, *Énumérat. de nouv. plantes*, p. 20, n° 8.

Monoica, Gregarie cespitosa. Caulis rectiusculus, 1 centim. longus, simplex, sub perichætio innovans. Folia inferiora minuta brevia squarrosa, superiora erecto-patentia flexuosa nigricante viridia vel rufescentia anguste lanceolato-ligulata flaccida integerrima sed apice ob cellulas recte prominentes dentata, costa latiuscula infra apicem evanida, cellulis prosenchymaticis elongatis distinctis utriculi primordialis sinuati vestigio impletis. Flos masculus subdiscoideus in ramulo plus minus longo sub perichætio obsito sæpe ramoso 4-5 flores gerente terminalis, foliis ovatis concavis patulis, antheridiis multis. Capsula in pedicello 10-13 mill. longo rubello flexuoso anguste ovata, ætate cylindrica, arcuata, subrecta, fusca, operculo aciculari obliquo rostrato eam æquante, annulo lato composito. Peristomii dentes cum operculo decidui, rubri, omnino papillosi, indistincte trabeculati, in cruribus duobus strictis e basi fissi.

Tahiti : Environs de Papeete, 23 juillet 1852, sur la terre (Jardin).

Le genre *Wilsoniella*, créé par M. Ch. Mueller (in *Bot. Centralblatt*, 1881), pour le *Trichostomum? pellucidum* Wils., de Ceylan, comprend en outre le *W. Karsteniana* C. Muell., de l'Australie et le *W. tonkinensis* Nob., du Tonkin. Le *W. Jardini* forme la quatrième espèce connue actuellement. Les organes végétatifs sont assez semblables dans ces quatre espèces et ne diffèrent que par la forme des feuilles plus ou moins étroitement atténuées au sommet et par la dentelure plus ou moins prononcée; la capsule varie peu également et l'on serait tenté de les considérer comme des formes dérivées d'un même type. Cependant, en examinant de près l'inflorescence mâle on trouve des différences notables.

Ainsi, dans les espèces monoïques, le *W. pellucida* a son périgone inséré à l'extrémité d'un rameau très court situé au-dessous du périchèse; le *W. Karsteniana* paraît être de même, tandis que dans le *W. Jardini* le rameau mâle est ramifié et présente un périgone à l'extrémité de chaque division. Dans le *W. tonkinensis*, espèce dioïque, la plante mâle se comporte autrement; les tiges sont simples ou fasciculées à la base, longues de 8 à 10 millimètres, garnies de feuilles très étroites, allongées, triangulaires, dressées, subconvolutées, denticulées au sommet, les périgones sont ou solitaires à l'extrémité de la tige, ou plurisériés par innovations presque sessiles, ce qui fait paraître les périgones comme axillaires; on en rencontre souvent 5 et 6 sur la même tige.

Notre nouvelle espèce se rapproche du *W. pellucida*, mais elle s'en distingue par un port plus robuste, par les capsules plus fortes, ovales, claviformes après la sporose, par les feuilles atténuées au sommet où elles sont faiblement denticulées. Son inflorescence monoïque l'éloigne suffisamment du *W. tonkinensis*.

La place de ce genre, dans la nomenclature Schimpérienne que nous avons presque toujours suivie, est assez difficile à fixer. Pour M. Ch. Mueller, qui l'a créé, le genre *Wilsoniella* fait partie de la tribu des Bryacées, quoique il ait un péristome de *Trichostomum*. Nous pensons qu'il convient de le classer auprès du g. *Trematodon* avec lequel il a le plus d'affinités.

GEN. — CAMPYLOPODIUM C. Muell.

3. **Campylopodium Tahitense** Besch.

Monoicum. Flos masculus terminalis in ramulo longiusculo sub perichætio nascente plerumque ob fragilitatem separato obsitus : Caulis gracilis centimetro longus, innovans. Folia fuscescentia illa innovationis gracilis lutescentia erecto-patentia basi breviter obovata subito in cuspidem inferne latiorem convolutam superne tenuiorem planiusculam attenuata, comalia longiora basi longius ovata erecta, omnia integerrima, costa angusta infra apicem evanescente, cellulis

basi breviter rectangulis in parte angusta rotundo-quadratis. Capsula in pedicello inferne geniculato cygneo siccitate contorquato adscendens, ovata, basi gibbosula, brevis, nigricans, sicca plicata, operculo cum calyptra minuta basi integra deciduo; annulo? Peristomii dentes rubri in cruribus duobus sæpe coalitis papillosis separati.

Tahiti : Dans les terrains argileux, aux environs du fort de Fautaua, associé à *Pogonatum tahitense* (NADEAUD, n° 52).

GEN. — DICRANUM Hedw.

4. **Dicranum rufifolium** Besch.

Caulis elatus (10-15 cent. longus), ramosus, ramis plus minus longis superne penicillum curvulum efformantibus. Folia caulina erecto-patentia vel patentia, rufa, angusta, circiter 1 centim. longa, concava, e medio ad apicem convoluta, tenuissima, longissime cuspidata, marginibus fere e basi auriculatâ angustiore late canaliculatâ dentatâ hyaline serratissima, costa latiuscula dorso serrata, cellulis auricularum amplis multis hyalinis sed parietibus flavis supraalaribus nonnullis rotundis, ceteris rectangulis interceptis. Cetera desunt.

Iles Marquises (MERCIER).

Se rapproche par le port du *D. Pancheri* C. Muell. (coll. Pancher, n° 566) et surtout du *D. cylindrophyllum* Bsch. mss. (coll. Vieillard) de la Nouvelle-Calédonie; en diffère cependant par les tiges plus grêles, les feuilles plus étalées, bordées de dents plus nombreuses et plus fortement accusées.

GEN. — CAMPYLOPUS Brid.

5. **Campylopus Nadeaudianus** Besch.

Habitu *C. pudico* Hsch. similis, sed foliis concoloribus distat. Gregarie cespitosus; caulis subsimplex vel e basi furcatus, 1 centim. longus. Folia caulina erecto-patentia erectave, lutescentia, comalia numerosa clavato-congesta stricta ovato-lanceolata, marginibus e parte angustiore convolutis e medio ad apicem denticulata, cellulis quadrato-ventricosis decoloratis auriculata, costa percurrente dorso remote den-

ticulata. Folia perichætialia similia sed longiora. Capsula (immatura) in foliis superioribus immersa, pedicello cygneo; calyptra breviter uno latere fissa basi laciniata.

Tahiti : sur la terre, dans les endroits brûlés du Mamono vers 900 mètres, parmi les racines du *Pteris aurita* (NADEAUD, n° 58); échantillons très rares avec capsules trop jeunes.

6. **Campylopus Blumii** (Doz. et Molk).

Trichostomum Blumii Dz. et Molk., *Ann. Sc. nat.*, 1844, II, p. 316.

Dicranum (*Campylopus*) *Dozyanum* C. Muell., *Syn. musc.* I, p. 385.

Campylopus Blumii Bosch. et Lac., *Bryol. Jav.* I, p. 81, tab. 68.

Tahiti : WILKES ; VESCO ; environs du fort Fautaua (NADEAUD, n° 56).

Distrib. géogr. : Java, Ternate, Bornéo, îles Philippines.

7. **Campylopus Vernieri** Duby.

Mém. Soc. phys. et Hist. nat. de Genève, t. XXIV, 1875, tab. II, fig. 5.

Tahiti : VERNIER ! Sur les troncs des fougères arborescentes des plus hautes montagnes ♂, VESCO.

Cette Mousse se rapproche beaucoup par le port du *C. Blumii* (Doz. et Molk.); mais elle en diffère par les tiges beaucoup plus longues, par les feuilles périchétiales intimes plus étroites et plus largement ovales, convolutées, par les feuilles caulinaires plus fortement dentées en scie depuis la partie rétrécie jusqu'au sommet, par la capsule verruqueuse seulement à la partie basilaire et le long du sommet du pédicelle et enfin par l'opercule plus court.

8. **Campylopus obscurus** Angst. (*l. c.*)

Tahiti : ANDERSSON.

D'après l'échantillon stérile que je possède, ce *Campylopus* paraît n'être qu'une forme à l'état jeune de la précédente. Si ces deux plantes étaient reconnues identiques, le nom de *C. Vernieri* (1875) devrait faire place à celui de *C. obscurus* (1873).

GEN. — HOLOMITRIUM Brid.

9. **Holomitrium vaginatum** Brid., *Bryol.* I, p. 227.

C. Muell., *Synopsis musc.* I, p. 350.

Trichostomum vaginatum Hook., *Musci exotici*, tab 64; Schwægr., *Suppl.* IV, t. 309.

Tahiti : Menzies (I, 792); sur les blocs de rochers au fond des vallées inférieures (Nadeaud, n° 60).

Se trouve aussi à la Réunion, à Maurice et à Madagascar.

GEN. — DICNEMOS Schwæger. (Lindb. *nom, modif.*).

10. **Dicnemos Banksii** C. Muell.

Botan. Zeitung, 1858, n° 23, p. 161.

Dicranum densifolium Web. et Mohr (Collect. Thunberg).

« Robustissimus densifolius lutescens nitidus; folia caulina « æqualia (haud rugosa) dense imbricata robustissima, « late ovato-lanceolata, basi constricta, superne plus minus « involuta, inferne margine albida, nervo tenui complanato « in mucronulum exeunte percursa, infra nervum denticu- « lata, e cellulis lineari-ellipticis conflatis lutescentibus, ala- « ribus parenchymaticis laxis fuscescentibus planis areolata; « perichætium longe exsertum, foliis in cylindrum longum « congestis, e basi convoluta sensim longe cuspidatis acutis, « ad cuspidem denticulatis, excurrentibus, longius et laxius « reticulatis; theca parum exserta, in pedunculo crasso « lævi posita, erecta, turgido-oblonga cylindricea, æqualis. »

Ex insula Tahiti retulit Banks.

« A *D. calycino* et *D. rugoso* foliis denticulatis jam refu- « git. A *D. obsoletinervi* foliis dense imbricatis appressis, « habitu robustissimo thecaque æquali turgido-oblonga jam « toto coelo distat, margine albido ad *Leucoloma* accedit » (C. Muell. l. cit).

Tahiti : Banks (*fide* C. Muell.); Wilkes, sub *D. rugoso* Sulliv; Ribourt, 1850, n° 161, très beaux exemplaires avec de nombreuses capsules operculées; vallées sèches de la région N. O. de l'île, vers 800 mètres, au Pinaï, sur les troncs du *Meryta lanceolata* (Nadeaud, n° 55).

Dans la diagnose qui précède, M. Ch. Mueller dit que les feuilles caulinaires sont *haud rugosa*, ce qui distingue au premier abord le *D. Banksii* du *D. rugosus*. Dans tous les échantillons de Tahiti que nous avons examinés, les feuilles sont, étant sèches, plus ou moins rugueuses transversalement, mais comme elles sont dentées au sommet et bordées d'une marge qui rappelle celle des *Leucoloma*, on ne saurait rattacher ces échantillons qu'au *D. Banksii*. Du reste le *D. rugosus* n'a encore été trouvé qu'à la Nouvelle Hollande; le seul échantillon connu aurait été donné par Dickson à Turner et par celui-ci à Hooker qui l'a décrit et dessiné dans ses *Musci exotici*, tab. 20 (1818). Schwaegrichen l'aurait reçu de Turner (*Supplément*, 1824) ou de Taylor (*Supplément*, 1828), mais quel que soit l'intermédiaire on ne connaît pas le nom du collecteur, ni celui de la localité spéciale où la plante a été récoltée. Bridel ne l'a pas vue, M. Ch. Mueller non plus et je n'ai pu moi-même m'en procurer un exemplaire. Il pourrait donc se faire qu'en étudiant plus attentivement le *D. rugosus* on arrivât à l'identifier avec le *D. Banksii*, à moins qu'on n'établisse pour les échantillons de Tahiti, autres que ceux de Banks, une espèce nouvelle intermédiaire qui tiendrait du *D. rugosus* par la rugosité des feuilles et du *D. Banksii* par la dentelure et la marge de ces mêmes organes. Quoi qu'il en soit nos exemplaires présentent les caractères suivants :

Plante dressée de 5 à 10 centimètres de long; feuilles caulinaires, étant sèches, élégamment rugueuses sur le dos, surtout au milieu, déjetées sur un côté de la tige, entremêlées d'un feutre radiculaire roussâtre; feuilles périchétiales intimes longues de 11 à 12 millimètres dont la pointe atteint souvent la moitié de la capsule. Pédicelles quelquefois géminés, longs de 12 à 13 millimètres. Capsule dressée ou courbée, longue de 3 millimètres et demi, large d'un millimètre environ; opercule obliquement rostré, long de 1 millimètre et demi. Je n'ai pas vu de coiffes arrivées à complète maturité de la capsule, mais celles qui recouvrent les archégones fécondées en voie de formation, et déjà détachées de la vaginule paraissent être campaniformes, sont scabres surtout au sommet où elles sont encore pourvues d'un stylidium très long.

TRIB. III. — LEUCOBRYACEÆ.

GEN. — LEUCOBRYUM Hampe.

11. **Leucobryum tahitense** Angst. (l. c., p. 118).

Tahiti : Vesco ! Andersson ! ; assez fréquent sur toutes les montagnes de l'intérieur vers 1100 mètres, à terre, ainsi que sur les vieux troncs d'arbres, stérile (Nadeaud, n° 50); (Dr Savatier, n° 1044).

GEN. — LEUCOPHANES Brid.

12. **Leucophanes (Leionotis) nukahivense** Besch.

Syrrhopodon speciosus Sch., in Jardin *Enumer*, p. 19 (*p. mem.*).

Cespites semiunciales glauco-violacei. Caules ramosi fragiles. Folia compressa, basi longe et anguste ovatâ erectâ, lanceolata, erecto-patentia, infra apicem obtusum dentatum angustiora, integerrima, e stratis cellularum quadratarum suprapositarum duobus composita, cellulis chlorophyllosis in sectione transversa quadratis, cellulis marginalibus angustissimis 4-seriatis, costa tenui lævi cum apice evanida. Capsula in pedicello 5 mill. longo rubro apice vesiculoso erecta, anguste ovato-cylindrica, circiter 1 mill. longa, sublevis, vaginula longa anguste cylindrica. Peristomii dentes 16 breves lineares, integri, pallide rufescentes. Calyptra? operculum?

Iles Marquises : Mercier ; Nukahiva, sur une roche dans la vallée d'Avao, à Taiohaë (Jardin), avec une seule capsule.

Assez semblable par le port et la forme des feuilles au *Syrrhopodon involutus* Schwgr. des Moluques, mais complètement différent par la structure des feuilles.

J'ai dû, en transportant le *Syrrhopodon speciosus* dans le genre *Leucophanes*, changer le nom spécifique donné par Schimper, ce nom ayant été déjà employé par M. Ch. Mueller pour désigner une espèce de *Leucophanes* de Java (*Synops. Musc.*, I, p. 84) qu'il a placée depuis dans le genre *Schistomitrium* (*Id.*, II, p. 537).

13. **Leucophanes octoblepharoides** Brid.

C. Muell., *Synopsis* I, p. 82; Dzy et Molk., *Bryol. Jav.* I, p. 25.

Leucobryum Korthalsii Dzy et Molk.; *Musc. frond. Arch. ind.* p. 65, t. 23.

Iles Marquises: Nukahiva, vallée d'Avao, sur un *Pandanus* (Jardin).

Distrib. géogr. Archipel Indien : Java, Bornéo, Sarawak, Sumatra, Amboine; Indes Orientales : Népaul.

GEN. — ARTHROCORMUS (Dzy et Molk.).

14. **Arthrocormus dentatus** (Mitt.).
C. Mueller, *Journ. des Musc. Godeffroy*, n° 13.
Octoblepharum dentatum Mitt., *Musc. Samoan.* p. 178.

Tahiti : Lépine ! associé à un *Symphyogyna*; très abondant sur les hautes montagnes, mais toujours stérile (Nadeaud ! n° 46).

Se trouve aussi aux îles Samoa.

GEN. — OCTOBLEPHARUM Hedw.

15. **Octoblepharum longifolium** Lindbg (l. c. p. 608).
Tahiti : Ponten ! (Expéd. frèg. *Eugénie*); Savatier !

TRIB. IV. — FISSIDENTACEÆ.

GEN. — FISSIDENS Hedw.

16. **Fissidens mangarevensis** Mont.
Voyage au Pôle Sud, Cryptog., p. 344, et *Sylloge*, p. 4; C. Mueller, *Syn.* I, p. 62.

Caulis circiter 15 mill. longus sæpius pluries sub perichætio innovando-ramosus et ramulosus. Folia lutescentia, cornea, dense disticha, erecto-patentia, siccitate summo involuta, lineari-lanceolata, immarginata, apice acuminato serrulata, infra ad basin usque crenulato-denticulata, costa flavida crassa serpentina infra apicem evanida, cellulis rotundatis parvis dorso protuberantibus ; lamina vera apice obtusa subserrulata cellulis ad costam majoribus quadratis opacis areolata, supra medium producta ; lamina dorsalis basi rotundata usque ad folii insertionem continua. Folia perichætialia similia sed lamina dorsali supra basin rotundatam enata. Capsula in pedicello basi sæpe geniculato tortili rubello 4 millim. longo terminalis, urceolato-cylindrica, brevicollis,

erecta vel ob curvaturam pedicelli inclinata; operculo conico rostrato capsula longiore. Calyptra ? Peristomii dentes rufescentes medio in cruribus duobus papillosis divisi. Planta mascula non visa.

Archipel Gambier : Manga-Reva, sur les rochers humides et sur les arbres, vers 220 mètres, associé à *Neckera Lepineana* (HOMBRON).

Tahiti : JACQUINOT ! n° 20,

Var. *tahitensis*, a typo tantum differt habitu minore, caulibus plerumque simplicibus foliis dimidio brevioribus.

Tahiti : (VESCO) sur les hauts sommets intérieurs, à Tatefau, dans la vallée de Papeiha, sur l'écorce d'un *Weinmannia* (NADEAUD, n° 45).

17. **Fissidens Nadeaudii** Besch.

Dioicus? Habitu *F. pacifico* Angst. similis. Caulis elatus, longus (25-35 mill.), gracilis, cum foliis siccis vix 1 mill. latus, plerumque simplex, solidus. Folia disticha siccitate basi erecta superne torquato-involuta flavo-lutescentia cornea, madore erecto-patentia longe linealia (3 mill. longa) apice subrotundata vel obtuse acuminata immarginata integra, costa crassiuscula concolore superne serpentina infra apicem evanida ; lamina vera apice rotundato supra medium producta, lamina dorsalis supra insertionem defluens, omnes cellulis minutis quadratis vel indistincte 5-6 gonis chlorophyllosis marginalibus nonnullis ad basin infimam angustioribus. Cetera desunt.

Tahiti : Au milieu des torrents des hautes vallées (J. NADEAUD, n° 44).

Le *Fissidens pacificus* Angst., d'Honolulu, a quelque ressemblance, par le port, avec notre mousse ; la forme des feuilles plus longues, leur structure et la dentelure bien distincte du milieu au sommet, ainsi que la forme de la lame dorsale sont autant de caractères qui l'éloignent du *F. Nadeaudii*. Le *F. mangarevensis* s'en rapproche davantage par la nervure sinueuse et l'aréolation des feuilles, mais celles-ci sont beaucoup plus étroites, lancéolées-acuminées et la lame dorsale est arrondie à la base ; ses tiges sont en outre plus courtes, plusieurs fois rameuses ou bifurquées.

TRIB. V. — CALYMPERACEÆ.

GEN. — SYRRHOPODON Schwgr.

Sectio *Orthophyllum* C. Muell.

18. **Syrrhopodon Banksii** C. Muell.
Botanisch. Zeitung, 1858, p. 162.

Tahiti : Banks ! Lépine ! sub *Syrrhop. rigescente* (hb. Mont.); Tatefau, sur les arbres d'un plateau dominant la vallée de Papeïha, vers 900 mètres, Nadeaud ! n° 47.

Iles de Santa-Cruz : Vanicoro, Dumont d'Urville !

Tuokuro, île Sudsee (Hb. C. Müller); Gaudichaud ! (in herb. Montagne, sans localité).

19. **Syrrhopodon involutus** Schwgr., *Supp.* II, 2e p. 117, *tab.* 132.

C. Müller, *Syn.* I, p. 533; Dozy et Molk., *Bryol. jav.*, *tab.* 59.

Syrrhopodon Jardini Sch. *Mss.* in *Enum. Jardin*, p. 20.

Tahiti : Vallée de Fautahua, près de Papeete (Jardin).

Iles Moluques, Rawak; Gaudichaud (sub. *S. glaucescente* Sch.).

Sectio *Orthotheca* C. Muell.

20. **Syrrhopodon tahitensis** Sull., *Exped. Wilkes.*

C. Mueller, in *Journ. Muse. Godeffroy*, p. 16.

Calymperes tahitense Mitt. in *Flora Vitiensi*, p. 390.

Tahiti : Wilkes ! Vernier !

Se rencontre aussi aux îles Viti et Samoa.

Sectio *Thyridium* Mitt. (*Codonoblepharum* C. Muell.).

21. **Syrrhopodon obtusifolius** Lindb., *Öfv. af K. Vet. Akad. Förh*, 1864, p. 605.

Codonoblepharis obtusa Lindb. in herb.

Tahiti : Lépine ! Ponten ! Nadeaud ! (n° 51).

Iles Marquises : Nukahiva; MERCIER ! LE BATARD ; vallée d'Avao, à Taiohaë, JARDIN !

Archipel Gambier : Mangareva, HOMBRON !

Très semblable par le port au S. *fasciculatus* Hook et Grev., mais différent par les rameaux non divisés, par les feuilles étalées, arrondies, obtuses au sommet, formées de cellules plus petites chlorophylleuses et par la nervure lisse.

GEN. — CALYMPERES Sw.

22. **Calymperes Angströmii** Besch.

C. tahitense S. O. Lindb. fide Angst. in herb., (non Mitten).

Cespites breves densi atro-virides breviter ramosi. Folia sicca subcrispata e medio incurva, madore erecto-patentia anguste ovato-ligulata, illa normalia plana late rotundata vel margine erosa hic illic incurva, costa robusta apicem versus evanida dorso dense papilloso-tuberculata, cellulis viridibus minutis obscuris punctiformibus dorso papillosis, hyalinis inter margines et costam spatium ovatum occupantibus. Folia perichætialia caulinis vix breviora, apice erosula, intima late rotundata cochleariformia subito in laminam brevem anguste lanceolatam protracta ; cellulæ hyalinæ minores parenchymaticæ prosenchymaticis nonnullis mixtæ totam basin occupantes. Calyptra generis rugulosa apice fusco serrulata.

Tahiti : VESCO, LÉPINE, n° 10, et VERNIER (stérile); Tahiti et Eimeo : Andersson, c. fr.

Noukahiva : Ed. Jardin ; Mangareva : HOMBRON.

Cette Mousse qui se trouve dans l'herbier Montagne et dans celui du Muséum sous les noms de *C. Afzelii* Sw., *C. Richardi* C. Muell., *C. moluccense* Schwgr., se rapproche du *C. moluccense* dont elle diffère par ses feuilles plus larges, non involutées au sommet, largement ovales à la base, ligulées, à cellules diaphanes occupant un ovale de chaque côté de la nervure. Le *C. moluccense* type, de Rawak, a les feuilles normales plus étroites dans la partie supérieure, la marge largement involutée et serrulée, les cellules hyalines formant un ovale arrondi subitement rétréci ; les cellules chlorophylleuses descendent davantage à la marge vers la base, et les papilles sont très fortes ; ces caractères suffisent pour distinguer cette dernière de sa congénère de Tahiti.

Quoique le nom de *C. tahitense* Angst. soit plus ancien, nous ne croyons pas devoir l'adopter, par la raison que l'espèce d'Angström ne figure que pour mémoire dans mon herbier comme ayant été récoltée par Andersson et nommée *C. tahitense* par Lindberg (où?). Dans son mémoire sur les mousses rapportées au cours du voyage de la frégate *Eugénie*, Angström (p. 121) cite bien un *C. tahitense* Sull., mais cette dernière espèce est un *Syrrhopodon* décrit comme tel par Sullivant et adopté également par M. Ch. Mueller dans son mémoire sur les Mousses de Viti et de Samoa.

TRIB. VI. — GRIMMIACEÆ.

GEN. — GRIMMIA Ehrh.

23. **Grimmia apocarpa** Hedw.
C. Mueller, *Syn. muscorum*, I, p. 776.
Tahiti : Jardin.

Mousse commune en Europe, en Asie et en Amérique, dans les deux hémisphères; moins répandue dans l'Océanie.

GEN. — RACOMITRIUM Brid.

24. **Racomitrium papeetense** Besch.

Dioicum ; planta fasciculata adscendens, rami unciales ramulis lateralibus copiosis brevissimis gemmaceo-acutis pinnati. Folia inferiora nigricantia, novella e lutescente rufula, sicca erecta apice vix incurva, madore erecto-patentia, basi anguste ovatâ lanceolata obtuse cuspidata, recta vel curviuscula, mutica, integerrima, plicata, margine in utraque pagina e basi reflexa, costa tenui concava angulosa, cellulis lineari-sinuosis. Capsula (vetusta) in pedicello 4 mill. longo elliptico-ovata, fusca. Cetera ignota.

Tahiti : Papeete, Jardin.

Cette Mousse, dont nous n'avons pu examiner qu'une seule capsule trop avancée, se rapproche par le port du *R. fasciculare* Brid., et par la disposition des rameaux latéraux du *R. ericoides* Brid. ; elle s'éloigne du dernier par les feuilles constamment mutiques et du premier par ses feuilles dressées, divariquées par l'humidité.

GEN. — MACROMITRIUM Brid.

Sectio *Orthophyllina* C. Muell.

25. **Macromitrium Menziesii** C. Muell., *Bot. Zeit.*, 1862, p. 361.

Tahiti : Menzies (fide C. Muell.).

Sectio *Eumacromitrium* C. Muell.

26. **Macromitrium subtile.**

Schwægrichen, *Species muscor.*, *Supp.* II, II, 2°, p. 140. tab. 192; C. Mueller, *Syn.* I, p. 744.

M. incurvifolium Mont. (non Hook et Grev.), *Voyage au pôle sud.*

M. tahitense Nadeaud, in *Énumération*, etc., p. 13.

Tahiti : Menzies (*fide* C. Mueller); Jacquinot ! Lépine ! Vesco ! Nadeaud, n° 61 ! Vernier !

Ile d'Eimeo (Morea) : Andersson !

27. **Macromitrium Savatieri** Besch.

Dioicum. Cespites inferne fuscescentes, superne glauco-virides, dense extensi. Caulis repens ramis remotis 3-5 centim. longis simplicibus vel ramosis et innovantibus, ramulis plus minus longis (5 à 20 mill.) sæpe abbreviatis (2-3 mill.) erectis apice curvatis. Folia madore patentia apice incurva siccitate crispula arcuata vel incurva basi plana anguste ovatâ lanceolata e medio arcuato-incurva complicata, obtuse acuminata, integerrima, costa infra apicem evanida canaliculata, cellulis levibus superioribus rotundatis obscuris mediis quadratis majoribus subpellucentibus ad margines oblatis inferioribus ad costam rectangulis vix curvulis ad margines rectangulis angustis hyalinis. Folia perichætialia intima caulinis longiora, erecta, anguste lanceolata margine apicem versus obtusiusculum erosula, costa percurrente. Vaginula pilosissima. Capsula in pedicello 3 mill. longo ovata, orificio minuto plicatula, gymnostoma; operculo recto subulato. Calyptra basi 8-lobata pilosa et ramentosa.

Tahiti : Papeete, vallée de la Reine, septembre 1877, sur les vieux troncs d'arbres (Savatier, n° 741).

Diffère du *M. subtile* par sa capsule plus fortement plissée à l'orifice, par ses feuilles caulinaires plus courtes que les périchétiales, à réseau formé de cellules carrées plus grandes, moins obscures, celles de la base à peine courbées, le plus souvent rectangulaires.

28. **Macromitrium incurvifolium** Hook. et Grev. (sub *Orthotricho*).
Tahiti : MENZIES (fide Mitten).

M. Ch. Mueller, qui a décrit les espèces de *Macromitrium* récoltées à Taïti par MENZIES, ne mentionne de ce collecteur que les *M. subtile* et *M. Menziesii* ; ce dernier, faisant partie de la section *Orthophyllina*, ne saurait être confondu avec le premier. Il ne reste donc dans la section *Eumacromitrium* que le *M. subtile* auquel l'auteur rattache l'espèce rapportée par Jacquinot et que Montagne avait décrite sous le nom de *M. incurvifolium* Schwgr. M. Mitten, dans le *Flora Vitiensis*, quoique citant toutes les espèces connues dans la Polynésie, ne mentionne pas le *M. subtile* C. Muell. ; il est donc probable que le *M. incurvifolium* Mitt., de Tahiti, est le même que le *M. subtile* C. Muell. Nous n'avons d'ailleurs rien trouvé, dans les nombreux échantillons que nous avons examinés, qui ressemblât au *M. incurvifolium* Schwgr., espèce propre jusqu'ici à l'archipel indien et à la Nouvelle-Zélande.

29. **Macromitrium owahiense** C. Muell.
Botan. Zeitung, 1864, p. 359; Mitten, *flora vitiensis*, p. 370.
M. adstrictum Angst. l. c. 1876, p. 52.
Tahiti : WILKES.

Se trouve aussi aux îles Sandwich, Honolulu, Oahu.

TRIB. VII. — BRYACEÆ

GEN. — BRYUM Dill.

Sectio *Argyrobryum* C. Muell.

30. **Bryum argenteum** L.
Tahiti : JELINEK (fide Reichardt, *Voyage de la Novara*).
Iles Marquises : Nukahiva, JARDIN : échantillon stérile en mauvais état.

Commun sous différentes formes dans tout l'univers.

Sectio *Dicranobryum* C. Muell.

31. **Bryum melanothecium** C. Muell.
Journal des Museum Godeffroy, p, 12.
Bryum coarctatum Mitt., *Flora vitiensis*, p. 382.

Tahiti : Harvey; Jardin ! Vernier! sur les rochers près du fort de Fautaua, Nadeaud, n° 54.

Archipel Gambier : Mangareva, Le Guillou !

Samoa : Tutuila! Upolu ! Apia.

Iles Tonga.

Sectio *Eccremothecium* Mitt.

32. **Bryum leptothecium** Tayl.

C. Mueller, *Synopsis* I, p. 254 ; Mitten, *Flora vitiensis*, p. 383.

Tahiti : Vesco ♂ ! Nadeaud, n° 49 ♂ !

Iles de la Société (Bidwill).

Distribution géographique : Nouvelle-Zélande, Tasmanie. île Norfolk.

TRIB. VIII. — BARTRAMIACEÆ.

GEN. — PHILONOTULA Sch.

33. **Philonotula runcinata** (C. Muell.).

Philonotis runcinata C. Muell., in Angstr. *Primæ lineæ*, etc., 1876, p. 52 ; *Philonotis tahitensis* Angst. (non Muell.) in *Ofversigt af Kongl.*, etc., 1873, p. 120.

« A *Ph. tahitensi* longe diversa, caulibus dense cespitosis « rigidis rufescenti-tomentosis fuscescentibus, foliis subse« cundis confertis e basi ovata sensim angustatis, nervo fibroso « basi decurrente valido percurrente longius acuminatis, « margine revoluto argute serrato, cellulis basi rectangulis « laxis dein angustioribus papillosis differt. » (l. cit.)

Tahiti : Andersson !

34. **Philonotula tahitensis** (C. Muell.).

Bartramia tahitensis C. Muell., in *Bot. Zeit.*, 1859.

« Dioica, late et laxe cespitosa, laxe cohærens radiculosa « viridissima. Caulis humilis gracillimus plumulose foliosus « pallescens (haud rufus), apice minus uncinatus. Folia cau« lina laxe disposita, plumoso-erecta, haud subsecunda, « brevia, lato-lanceolata, stricta vel parum curvata flacci-

« diora, e cellulis laxioribus amplioribus pellucidis hexagonis « utriculo primordiali tenerrimo viridissimo instructis reticulata, papillis ad parietes cellularum obscuris prædita, « margine e basi fere usque ad apicem duplicato-serrulata, « nervo crasso carinato viridissimo ante apicem dissoluto. « A *Bartramia Javanica* proxima characteribus expositis « differt. » (C. Muell. loc. cit).

Tahiti : ex herb. Van den Bosch (fide C. Mueller).

35. **Philonotula Vescoana** Besch.

Dioica; cespites laxi, 3-4 cent. alti, inferne ferruginei, superne luteo-rufescentes. Caulis erectus, rigidiusculus, simplex vel fasciculato-ramosus, rufo-radiculosus; innovationes 3-5 plus minus longæ erectæ sat rigidæ. Folia laxe disposita, basi erecto-patentia, anguste hastata, longe cuspidata, margine inferne plana e medio anguste revoluta, subduplicato-serrata, e cellulis laxis hyalinis rectangulis areolata, papillis pellucentibus ad summum cellularum dorso folii prominentibus prædita, cellulis inferioribus 4-6 gonis longioribus, basi præcipue ad angulos magnis rotundo-quadratis hyalinis epapillosis, costa percurrente vel longe excedente dorso serrata. Inflorescentia mascula gemmacea.

Tahiti : Vesco ♂.

Cette espèce se rapproche, par le port, du *Philonotis asperifolia* Mitt., de Samoa; elle en diffère, au premier abord, par les feuilles triangulaires-hastées, très longuement cuspidées, par les cellules hyalines destituées de tout vestige d'utricule primordial et par les marges à peine révolutées; les cellules étant toutes subserrulées par la saillie des papilles, les marges paraissent doublement dentées là où elles sont révolutées; elles sont simplement dentées quand la marge n'est pas recourbée.

36. **Philonotula Jardini** Besch.

Dioica; planta mascula gracilis inferne e nigrescente superne glauco-viridis. Caulis subsimplex, tenuissimus, sub flore innovans cum innovatione singula vix 2 centim. longus. Folia brevissima, dense imbricata, arcuato-lanceolata, obtuse acuminata, margine e medio ad apicem subserrulata, basi rotundata, costa infra apicem evanida dorso denticulata

percursa, cellulis rectangulis hyalinis obsolete papillosis reticulata. Flos masculus gemmiformis, ob innovationem lateralis foliis externis ovato-lanceolatis longe cuspidatis e medio serrulatis costatis, intimis coloratis late convolutis concavis subito in cuspidem latiusculam longam integram attenuatis; antheridia pauca paraphysibus flavidis longioribus filiformibus cincta. Cetera desunt.

Tahiti et Nukahiva : JARDIN ♂, *Enumér.*, p. 20,

Cette mousse diffère du *Ph. runcinata* par ses feuilles caulinaires plus petites, arquées, obtuses, planes à la marge; elle s'éloigne du *P. tahitensis* par les cellules foliaires rectangulaires diaphanes, à peine papilleuses, non doublement serrulées dès la base.

GEN. — BREUTELIA Sch.

37. **Breutelia Eugeniæ** Angst. (loc. cit., p. 120).

Tahiti : VESCO ! (1847); ANDERSSON ! (1852), sur les blocs de rochers, au fond des vallées intérieures (NADEAUD, n° 60), associé à *Holomitrium vaginatum*.

TRIB. IX. — MNIACEÆ

GEN. — RHIZOGONIUM Brid.

38. **Rhizogonium spiniforme** (L.).

Mnium (Rhizogonium) spiniforme C. Muell., *Syn.* I, p. 175.

Tahiti : VESCO ; LEQUERRÉ (Hb. F. Camus); sur les sommets humides à terre et sur le tronc des arbres, J. NADEAUD, n° 53.

Mousse assez répandue en Amérique et en Asie, dans la région intertropicale et au Sud, en Afrique, ainsi que dans les îles de la Polynésie et de la Mélanésie.

39. **Rhizogonium setosum** Mitt., *Flor. Vitiensis*, p. 384.

Pyrrhobryum setosum Mitt. in *Muscis Samoanis*, p. 174.

Mnium (Rhizogonium) setosum C. Muell. *Mus. Godeffroy*, p. 11.

Tahiti : VESCO, LÉPINE !

Samoa, Upolu, Ovalu.

GEN. — LEPTOSTOMUM R. Br.

40. **Leptostomum macrocarpum** R. Br.
Tahiti : Banks et Solander (*fide* Mitten).

Cette espèce se trouve indiquée (sub *Bryo*) dans les îles australes (archipel Toubouai) situées au sud des îles de la Société, sans nom de collecteur, par Hedwig (*Musc. frond.*, III, 1792, p. 28, et *Species Musc.*, I, p. 178), Palisot de Beauvais (*Prodrome*, 1805), et Schwægrichen (*Suppl.*, III, I, p. 12, 1827). Bridel (*Bryol. univ.*, 1826, I, p. 225, sub *Leptostomo*) mentionne pour la première fois Otahiti. M. Ch. Mueller (*Syn.*, I, p. 186) rappelle la mention de Bridel et ajoute : *ubi primus legit* Banks. M. Mitten (*Flor. Vitiens.*) cite également la localité de Tahiti avec cette indication : Banks and Solander. Ces botanistes ayant récolté des plantes à Tahiti, lors du premier voyage de Cook, d'avril à juillet 1769, il est surprenant que depuis cette époque aucun collecteur n'ait recueilli le *Leptostomum macrocarpum* dont les touffes compactes, chargées de capsules longuement pédicellées, auraient dû attirer leur attention. La localité indiquée par Banks et Solander me paraît devoir être acceptée sous toutes réserves. Quant à la mousse désignée sous ce nom par M. Nadeaud (*Énumération*, p. 12, n° 50) elle n'appartient nullement au g. *Leptostomum;* c'est le *Leucobryum tahitense* Angst.

TRIB. X. — POLYTRICHACEÆ.

GEN. — POGONATUM Pal. Beauv.

Sectio *Aloidea.*

41. **Pogonatum tahitense** Besch.

Caulis simplex, brevis, 10-15 millim. longus. Folia atro-rubescentia nigrescentiave, madore erecto-patentia siccitate basi brevi colorata erecta apice laxe incurva, brevia, angusta, e medio remote denticulata, margine plerumque plana, lamellis multis in sectione transversa integris cellula apicali ovata terminatis, costa rufescente dorso levi, cellulis marginalibus oblatis basilaribus quadratis coloratis, omnes utriculo primordiali impletæ. Capsula in pedicello circiter 2 centim. longo rubro levi inclinata, ovato-cylindrica, siccitate gibbosula, papillosa, orificio lato, operculo papilloso basi tumido curvirostro. Calyptra brevis tomento rufo obtecta.

Tahiti : Vesco ; environs du fort de Fautaua, vers 500 m. d'altitude, J. Nadeaud, n° 52.

Assez semblable au *P. Neisii* C. Muell.; en diffère cependant par les feuilles plus courtes, à cellules marginales plus larges que longues, par la capsule plus grêle, l'opercule plus fort à la base, couvert d'aspérités et plus longuement rostré.

42. **Pogonatum Nukahivense** (C. Muell.).

Polytrichum Nukahivense C. Muell. in. *Botan. Zeitung*, 1859, p. 205

Pogonatum laterale Sch. in *Enum. Jardin*, p. 21, n° 9.

« Dioicum; elatum simplex juniperoideum erectum, caule « triangulari inferne foliis minutis appressis nudo, apicem « versus foliis crescente; folia caulina dense appressa, hu« more patentissima juniperoidea, rigidissima, e basi brevi « semivaginata, cellulis pellucidis laxis teneris longis mar« gine angustioribus superne amœne aurantiacis reticulata « lato-lanceolata acuta, dentibus simplicibus fuscidulis bre« vibus remote dentata, lamellis omnino obtecta, supra basin « solum e cellulis densis incrassatis depresso-quadratis pa« chydermibus seriatim dispositis areolata, dorso apicis « dentata; perichætialia longius vaginata ad vaginæ basin « margine flavido-areolata; theca in ped. elongato purpureo « torto levi innovando semel vel bis iterato laterali inclinata « vel horizontalis, longiuscule cylindracea, æqualis, levis, « siccando plicato-rugulosa, macrostoma, brunnescens, den« tibus 64 angustis lanceolatis acutis incurvis pallidis.

« Iles Marquises : Nukahiva, Herb. Van den Bosch. » (C. Muell. loc. cit.); Jardin, dans les fentes des rochers ombragés de la vallée d'Avao, à Taiohaë.

A la description de M. Ch. Mueller j'ajouterai ce qui suit pour la compléter :

Planta mascula gracilior. Caulis simplex 8 cent. longus, inferne subnudus foliis squamiformibus longe cuspidatis remotis appressis obtectus. Perigonium terminale crassum foliis squamiformibus 4 mill. latis, 5 mill. longis ovatis concavis basi membranaceis coloratis obtuse et breviter acuminatis, margine apicem versus siccitate incurvum remote dentatis.

Planta feminea : caules 8-15 cent. longi ; folii lamellæ in sectione transversa cellula apicali integra anguste ovata præditæ.

II. — PLEUROCARPI

TRIB. XI. — LEUCODONTACEÆ

GEN. — LEUCODON Schwgr.

43. **Leucodon pacificus** Sch. *Mss.* (*pr. mem.*)

In Jardin, *Énumération des plantes*, etc., p. 20, n° 13 (*p. mém.*).

Rami primarii inferne subnudi dein prinnatim ramosi arcuati apice stolonacei radicantes, ramulis multis erectis cœlum spectantibus 1 centim. vix longis plerumque simplicibus cuspidato-attenuatis divisi. Folia ovata, acute acuminata, integerrima, siccitate dense julaceo-imbricata madore erecto-patentia, ramulina inferiora caulinis similia superiora valde minora, margine e basi rotundata subauriculata ad medium revoluta, costa valida infra apicem erosum evanida levi ; cellulis ovatis obscure rhombeis inferioribus ad costam oblique dispositis ad margines pluries seriatis quadratis. Perichætia in ramo primario obsita, cylindrica, 5 mill. longa foliis angustis intimis longe lanceolatis convolutis obsolete semicostatis integris vel tantum apice dentato-erosis, externis rotundato-squamosis et ovatis plus minus subito acuminatis ecostatis. Capsula? Calyptra (junior) levis styllidio longo prædita.

Iles Marquises : Nukahiva, sur les écorces d'arbres dans la baie de Taiohaë, JARDIN.

Ce Leucodon se rapproche par le port du *L. domingensis*, mais les échantillons dont nous avons pu disposer n'offraient que des pédicelles dépourvus de capsules.

GEN. — SPIRIDENS Nees.

44. **Spiridens Balfourianus** Grev.

Annal. and Mag. of Nat. History, 1848, tab. 18.

Schimper, *Monographie du g. Spiridens* 1865; Mitten, *Flora Vit.*, p. 394.

Neckera (Spiridens) Balfouriana, C. Mueller, *Synopsis* II, p. 121.

Tahiti : Récolté pour la première fois par le Dr Sibbald et donné par lui au professeur Balfour (inde nomen specificum); Vesco ! très fréquent sur les troncs des fougères arborescentes au-dessus de 800 mètres, notamment au Mamano et à Touhi, Nadeaud n° 76 ! Vieillard (hb. *Mus. des Colonies* !).

Ile Morea, sur la montagne à 400 mètres, Lépine.

Iles de la Société, Bidwill (*fide* Mitten).

S'étend peu au delà; signalé cependant aux îles Viti où Milne l'aurait récolté d'après M. Mitten. Gréville (*loco citato*) l'auteur de l'espèce, dit que les feuilles du *Spiridens Balfourianus* récolté par Sibbald sont *remote dentata* comparativement à celles du *Sp. Reinwardtii* dont les dents sont *acutis approximatis*. Schimper, dans sa monographie (p. 9) décrit la plante d'après des échantillons de Vieillard et de Lépine et dit des feuilles qu'elles sont « *latioribus non incrassatis, margine serratis e cellulis minimis pluribus efformatis* et dans la planche III, fig. B^3, B^4, B^6, il figure les dents comme faisant une forte saillie en dehors du limbe marginal, denticulées elles-mêmes et formées de 8 à 10 cellules elliptiques allongées. M. Mitten (*Fl. Vit.*, p. 394) déclare de son côté que les dessins de Schimper sont en opposition avec ceux de Greville.

Les échantillons nombreux récoltés par Lépine, Vesco et Nadeaud m'ont toujours présenté des feuilles, prises à toutes les parties de la tige, avec la dentelure figurée par Gréville, et c'est seulement sur de très jeunes tiges de 2 à 3 centimètres de longueur et dans les échantillons de Vieillard, que nous avons rencontré des feuilles ayant à peu près la dentelure dessinée par Schimper, quoique moins accusée cependant. C'est sans doute par réminiscence de ses dessins que ce dernier a nommé *Spiridens tahitensis* (hb. Mus. Par.), les échantillons récoltés par Vesco qui ont les feuilles comme l'indique Greville et qui sont identiques à ceux recueillis par Lépine que Schimper rapporte au *Sp. Balfourianus*.

TRIB. XII. — NEEKERACEÆ.

GEN. — GAROVAGLIA Endlich

45. **Garovaglia tahitensis** Besch.

Cyrtopus tahitensis Sch. (*pr. mem.*, in herb. Vieillard).

Dioica. Rami primarii cespitose fasciculati, turgidi, ple-

rumque simplices raro furcati, 5-6 centim. longi, arcuati, compressi, dense foliosi, apice obtusi. Folia ramea erecto-patentia juniora e viridi-lutescentia ætate fuscella, late ovato-cymbiformia basi angustissima apice torquato late acuminato-cuspidata, 3-4 plicata, plicis dorso lævibus, e medio ad apicem remote et plus minus distincte dentata, ecostata. Flos masculus minutissimus in foliis plantæ fructiferæ e radicellis adventitiis solitarius vel binatus supra folii linbum enascens; folia integra (5-7) ovata, cellulis quadratis et rhombeis brevibus hyalinis reticulata. Flores feminei fertiles numerosi, laterales; perichætium magnum exsertum foliis 5-6 basi vaginantibus apice erecto-patentibus rotundato-cymbiformibus basi angustissimis haud plicatis subito in acumen late cuspidatum bitorquatum serratum productis ecostatis, inferioribus minoribus ovatis subdenticulatis integrisve. Capsula immersa sed orificio lato inter folia valde distincto, ovato-cylindrica, vel ovata, truncata, fusca, operculo breviter rostrato basi tumido. Peristomii simplicis dentes radiantes vel recurvi difficile explorandi, lanceolati rufescentes, remote trabeculati in linea divisurali exerati. Calyptra minutissima, mitriformis, operculum tantum obtegens, basi erosula, verruculosa, apice fusca. Sporæ magnæ.

Tahiti : Sur les arbres des crêtes au-dessus de 1000 mètres et dans les vallées humides, sur l'écorce des arbres! Nadeaud, n° 67; Lequerré! (Hb. F. Camus); Vieillard! sub *Cyrtopode Tahitensi* Sch.; Vesco!

M. Nadeaud, dans son *Énumération*, indique deux formes de cette mousse, l'une à tige dénudée à la base, plus longue, à feuilles lâchement réfléchies, l'autre à tige rampante le plus souvent tomenteuse, à rameaux simples, allongés et comme bulbeuse à la base. Ces deux variétés ne sont que des formes qui se rencontrent dans la même touffe et qui sont dues à un degré de développement plus ou moins avancé.

Le *Garovaglia tahitensis*, par la disposition de ses tiges fructifères rappelle le port de l'*Euptichium neo-caledonium* Sch. : il en diffère par le péristome simple, la coiffe très petite, rugueuse et entière à la base. Il se rapproche aussi du *G. Powellii* Mitt. : mais ses feuilles caulinaires à plis lisses, non spinuleux, à marge plane, non largement recourbée, ses feuilles périchétiales moins longuement subulées, sa coiffe entière non lobée à la base

sont des caractères qui la distinguent suffisamment de la plante de Samoa pour qu'on ne les confonde pas.

Synonymie du g. *Garovaglia* :

Esenbeckia Brid., *Bryol. univ.* II, 753 (1827), non Bonpl., Humb. et Kunth (1825).

Carovaglia, puis *Garovaglia* Endlich. *Gener. plant.*, p. 57, n° 590 (1836).

Endotrichum Dozy et Molk., *Ann. Sc. nat* 1844, non Corda (1838).

Les noms de *Esenbeckia* Brid., et *Endotrichum* Dz. et Molk. étant déjà employés antérieurement, ne peuvent être maintenus dans la nomenclature bryologique et le nom de *Garovaglia* doit être adopté comme l'ont fait d'ailleurs dans leurs derniers mémoires les auteurs du *Bryologia javanica*, ainsi que MM. Mitten et Ch. Mueller, celui-ci comme section de son g. *Pilotrichum*.

GEN. — PAPILLARIA C. Muell.

Sectio *Eupapillaria*.

46. **Papillaria Angstroemii** C. Muell., in Angst., *Primæ lineæ muscor.* 1876, p. 53.

« Cespitosa intricata pendula ; caulis repens basi foliorum « residuis ornatus fuscus subpinnatus, ramis elongatis pen- « dulis pinnatis ; folia sicca incurva vel laxe adpressa, humida « patenti-erecta, apicibus paullo incurvis, a basi cordata « subito angustata lanceolato-acuminata, auriculis majus- « culis margine subcrenulatis, cetero integerrima, nervo « pellucido flavescente sub apice desinente, cellulis basila- « ribus luteis et mediis ad nervum pellucidis elongatis, « ceteris brevibus ellipticis obscuris » (*loc. cit.*).

Tahiti : Jacquinot et Hombron (herb. Montagne, sub *Cryphæa nigrescente*) ; Vesco ! sur les arbres, échantillons bien fructifiés, Thiébault, 1865, n° 531.

M. Ch. Mueller, en décrivant la plante en question, n'avait à sa disposition que des échantillons stériles; ceux de M. Thiébault étant en bel état de fructification, nous croyons devoir ajouter à la diagnose citée plus haut les renseignements suivants :

Fructus sat copiosi in ramis et ramulis nascentes. Perichætia longa pilosissima albescentia foliis paucis ovato-lanceolatis ecostatis apice nodoso-dentatis inter vaginulæ pila vix distinctis, vaginula curvula pilis bicellulatis ad articulationes nodosis. Capsula in pedicello 3 mill. longo flexuoso apice torquato rubro levi exserta, oblongo-ovata, 1 millim. longa, brunnea, levis, operculo longe conico. Calyptra cucullata, lutescens, longa, pilis nultis erectis bicellulatis nodosis obtecta styllidio persistente. Peristomii dentes externi erecti flavidi remote trabeculati punctulati e linea divisurali sinuosa exarati, interni e membrana brevi flavidi dentibus externis breviore nodosi.

Sectio *Floribundaria*.

47. **Papillaria æruginosa** Jæger, in *Adumb.* II, p. 167).
Meteorium æruginosum Mitt., *Musc. Samoan*, p. 171.
Tahiti : VERNIER !
Samoa, Upolu (POWELL); WILKES ! GRÆFFE !

GEN. — AËROBRYUM Dz. et Molk.

Sectio *Eriocladium*.

48. **Aërobryum vitianum** (Sull.).

Meteorium vitianum Sull., (l. c.) et Mitt. *Flora Vitiens.* p. 395.

Neckera (*Eriocladium*) *vitiana* C. Muell., *Mus. Godeffroy*, p. 23.

Aërobryum lanosum Mitt. in *Musc. Samoan*, p. 170.

Tahiti : VESCO, forme plus robuste que dans les échantillons récoltés par WILKES à Viti et moins forte que dans ceux que M. le D^r GRÆFFE a rapportés de cette même région.

M. Mitten range cette Mousse tantôt dans le genre *Meteorium*, tantôt dans le genre *Aërobryum*, tous deux faisant partie de la famille des Pilotrichées à coiffe mitriforme.

M. Ch. Mueller, de son côté, la place dans le genre *Neckera* caractérisé par une coiffe cucullée. La coiffe de l'*A. vitianum* n'étant pas connue, on ne saurait, quant à présent, déterminer d'une manière exacte la place que cette espèce doit occuper dans la nomenclature.

GEN. — METEORIUM Brid.

49. **Meteorium helictophyllum** (Mont.).

Cryphaæa helictophylla Mont., *Voy. au Pôle Sud*, *Crypt.*, p. 322.

Pilotrichum (*Cryphaæa, Dendropogon*) *helictophyllum* C. Muell. *Syn.* II, p. 174.

Meteorium helictophyllum Mitt. *Flora Vitiens.*, p. 395.

Tahiti : Pointe de Vénus, Lesson (*Voy. de la Coquille* 1825) c. fr. ! *Du Petit-Thouars* (*Voyage de la Vénus !* 1837-1839) ♀ ; Hombron et Jacquinot ! (*Voyage de l'Astrolabe* et de la *Zélée*, 1837-1840, c. fr.) ; J. Lépine ♀ ! stérile ; Vesco ♀ ! Andersson ! Vernier ♂ ; très fréquent sur les arbres des sommets intérieurs ♀, Jardin.

Iles Marquises : Nukahiva, Le Batard, 1844 (stérile).

La plante est dioïque; les fleurs femelles naissent à l'aisselle des feuilles, soit sur le rameau principal, soit sur les rameaux secondaires. Les périchèses se distinguent facilement par leur forme de petit bourgeon ovale aigu. Les fleurs mâles sont plus rares, portées sur des pieds différents et affectent la forme de bourgeons arrondis ; on les rencontre groupées par deux ou trois, le plus souvent solitaires à l'aiselle des feuilles sur les rameaux secondaires. Les fleurs femelles sont rarement fécondées. Les capsules ne sont jamais terminales comme dans le genre *Dendropogon*, on ne saurait dès lors placer cette Mousse dans ce dernier genre.

GEN. — PTEROBRYUM Hsch.

50. **Pterobryum cylindraceum** (Mont.).

Neckera cylindracea Mont., *Annal. Sc. Nat.* 1848, p. 109.

Pilotrichum (*Pterobryum*) *cylindraceum* C. Muell., *Syn.* p. 182.

Pterobryum dextrum Sch. Mss. in *Jardin*, *Enumér.*, p. 19.

Tahiti : Lépine ! ; sur les arbres des vallées sèches de la région N.-O., Nadeaud, n° 82, c. fr. ; sur les sommets les plus élevés de l'île, Jardin, n° 3 ♂.

Iles de l'Océan Pacifique : Beechey (*fide* Mitten).

La coiffe est mitriforme, très courte et couvrant seulement l'opercule ; elle est roussâtre, papilleuse et divisée à la base en 4 ou 5 lobes ; l'opercule est conique, droit, un peu obtus.

GEN. — CALYPTOTHECIUM Mitt.

51. **Calyptothecium prælongum** Mitt., in *Musc. Samoan*, 1868., p. 190.

Neckera (*Rhystophyllum*) *Eugeniæ* Lindb., in Reichard (*Voyage de la Novara*, 1870); C. Mueller, *Journ. Mus. Godeff.*, p. 22.

Neckera tahitensis Sch., in herb. Mus. Par.

Aux caractères donnés par les auteurs nous ajouterons les suivants :

Planta mascula minus ramosa. Flores gemmacei numerosissimi in ramo et ramulo nascentes foliis cordato-ovatis cymbiformibus supra medium angustioribus late acuminatis integris ecostatis; antheridia copiosa longa crassa paraphysibus multis æquilongis cincta.

Planta feminea : operculum longe conicum, basi tumidum, oblique subulatum. Calyptra minutissima, mitriformis apice fusca, archegonio singulo vestita, scaberula, basi distincte 4-lobata.

Tahiti : Menzies (fide Hooker, in *Beechey*); Jacquinot et Hombron ! (*Voyage de l'Astrolabe*); Du Petit-Thouars !; Vesco ! c. fr., dans les forêts de Fataue, Jelinek (*Voyage de la Novara*); Andersson ! Vieillard ! c. fr., Nadeaud n° 81 ♂ et ♀ ; Papeete, vallée de la Reine, Savatier n^{os} 740 et 1037.

Se trouve aussi dans les îles Viti, Samoa et à la Nouvelle-Calédonie.

Cette Mousse qui ressemble par le port et les feuilles ondulées aux espèces de *Neckera* de la section *Rhystophyllum*, mais en diffère par sa coiffe mitriforme, porte dans l'Herbier du Muséum de Paris, le nom de *Neckera tahitensis* donné par Schimper, il y a près de cinquante ans, à un échantillon récolté en 1847, par Vesco. Dans sa notice sur les Mousses de Samoa (1868) et dans le *Flora vitiensis*, M. Mittten crée pour elle le genre *Calyptothecium* et l'appelle *C. prælongum*. Reichard (Mousses de la *Novara* 1870), la nomme *Neckera Eugeniæ* Lindb. *mss. ex Hampe in litt*. Ce dernier nom est adopté par Angström pour l'espèce récoltée par Andersson (Voyage de l'*Eugénie*), espèce qui ne figure pas dans son mémoire (1873), mais qu'il a distribuée sous cette désignation manuscrite. M. Ch. Mueller (*Musci Græffeani*) accepte le nom de Lindberg sans le faire suivre, comme c'est son habitude, de l'indication de l'ouvrage dans lequel l'auteur aurait publié sa diagnose. On ne saurait donc conserver les noms de *Neckera tahitensis* Sch. et de *Neckera Eugeniæ* Lindb. qui n'ont jamais fait l'objet d'une diagnose et l'on doit maintenir celui de *Calyptothecium prælongum* qui, seul, a une existence légale depuis 1868.

GEN. — PHYLLOGONIUM Brid.

Sectio *Cryptogonium*.

52. **Phyllogonium cylindricum** Lindb.
Ofvers. af. Vet. Akad. Föhr. 1864, p. 603.
Phyllogonium angustifolium Sch. *in. litt.;* Mitten, *Journ. Linn. Soc.* 1868, X, p. 187.
Phyllogonium cryptocarpum Sch., in *Énumération* JARDIN, 1875 (*pr. mem.*).

Tahiti : DUMONT D'URVILLE, 1825, septembre 1852, PONTEN ! ANDERSSON ! JELINEK (*Voy. de la Novara*); SAVATIER ! n° 1092 ; Papeete, id, n° 740 !

Iles Marquises ; DU PETIT-THOUARS ! 1843 ; Nukahiva, LE BATARD (*Voyage de la Reine Blanche !* 1844) ; Taiohaë, baie des Taipis-Vai, JARDIN ! 1853.

Se trouve aussi aux îles Viti et Samoa, ainsi qu'aux îles Sandwich.

La plante que Reichardt a décrite sous le nom de *Hypnum Novarae* et figurée dans le voyage de *la Novara*, paraît devoir se rapporter au *P. cylindricum.*

GEN. — NECKERA Hedw.

53. **Neckera (Rhystophyllum) Lepineana** Mont.
Annales des Sciences naturelles 1848-1849. 3e série, t. X, p. 106 et *Sylloge*, p. 23.

Dioica. Planta feminea ramis primariis pedalibus vel majoribus pendulis inæqualiter pinnato-ramosis, ramulis patentibus remotis apice obtusis plerumque simplicibus interdum divisis ; fructus copiossissimi in ramulis raro in ramis obsiti ; planta sterilis pterobryacea ramo primario basi simplex dein dense pinnatim ramoso plus minus sericeo apice sæpe in flagellum simplex longum attenuato. Folia nunc ex aurescente-rufescentia nitidula, nunc plus minus obscure lutescentia, omnia densissime disticho-imbricata, e basi asymmetrica late rotundo-auriculata late ligulata, apice truncato-obtusissima, transversim undulata, margine integra sed subtiliter crenulata, costis binis brevibus inæqualibus, cellulis superioribus rotundis infra ellipticis vel hexagonis basi latioribus et longioribus obscure rectangulis. Perichætia crassa, conico-cylindrica, 5 mill. longa, erecto-patentia, patentia et decurva apice aperta foliis internis convolutis elongate ovato-acuminatis erectis membranaceis ecostatis externis squarrosis minoribus, vaginula pilosa. Capsula in pedicello brevissimo ovato-oblonga, immersa, operculo conico rostrato sæpe obliquo folia perichætialia vix superante; calyptra minuta vix 1 mill. longa tantum operculum obvolvens, cucullata, longe fissa, pilis filiformibus multis obtecta. Peristomii dentes externi longe lanceolati subulati, remote trabeculati, interni æquilongi inter articulationes remotas e basi eleganter hiantes. — Planta mascula femineæ sterili similis; perigonia in ramis et ramulis sat copiosa, globosa, foliis numerosis ovato-concavis subsquarrosis rotundate acuminatis integerrimis; antheridia crassa longa paraphysibus longioribus filiformibus cincta.

Tahiti : Du Petit Thouars !; Lépine, dans les montagnes, vers 800 mètres d'altitude, c. fr. !; Vesco !; Andersson !; Jelinek ; vallées humides de l'intérieur, surtout vers 1000 mètres, commun à Tearapau, sur les rameaux des *Cyrtandra*, Nadeaud ! n° 73, c. fr. !; Vernier ! (hb. Duby); Savatier, 1876, n° 1037 ; Papeete : Savatier, n° 740 ♂ !

Archipel Gambier : Mangareva, sur les rochers et sur les branches mortes, dans les lieux humides recevant les égouttures de la montagne de Mangareva proprement dit, Hombron, n° 16 !

Se trouve aussi aux îles Philippines, dans les îles de l'Archipel Indien, aux îles Mariannes et à Viti.

54. **Neckera Urvilleana** C. Muell., *Syn.* II, p. 52.

Neckera pennata var. *denticulata* Brid., *Bryol. univ.*, II, p. 241.

Cette Mousse est indiquée dans Bridel comme ayant été récoltée par Dumont d'Urville dans la Polynésie. M. Ch. Mueller (l. c.) est plus explicite, et il cite comme localités : *Tahiti et Ualan, île Strong*, juin 1824, localités qui, d'après une lettre que ce dernier m'a écrite récemment, figurent sur l'échantillon conservé dans l'herbier de Bridel. Malgré toutes nos investigations, nous n'avons pu trouver cette Mousse parmi les nombreux échantillons de *Neckera*, de la section *Rhystophyllum*, qui ont été rapportés de Tahiti par les collecteurs, notamment par Jacquinot et Hombron, botanistes attachés à l'expédition des navires l'*Astrolabe* et la *Zélée*, commandés par Dumont d'Urville. Mais en 1824, ce dernier commandait en deuxième la corvette la *Coquille*, et ce navire se trouvait le 3 mai 1823 à Tahiti, où il n'est resté que quelques jours. En juin 1824, date citée par M. Ch. Mueller, la *Coquille* naviguait dans les îles Carolines ; le commandant Duperrey séjourna à cette date dans l'île d'Oualau, que le capitaine américain Crozer avait nommée *Strong*, et il lui restitua le nom d'*Oualau* ou *Oalau* ou *Ualau*, que lui donnaient les indigènes. Donc, *Strong*, *Ualau* et *Oalau* ne sont qu'une seule et même île située au nord de l'Équateur dans les Carolines et très éloignée des îles de la Société, où, d'ailleurs, Dumont d'Urville ne pouvait séjourner à la même date.

Il ressort de ce qui précède que le *Neckera Urvilleana* est originaire des Carolines et non de Tahiti.

GEN. — HOMALIA Brid.

55. **Homalia pseudoexigua** Besch.

Habitu *Homaliæ exiguæ* similis sed differt : caulibus elongatis parce ramosis plerumque simplicibus, foliis basi minus ovata exacte ligulatis, cellulis apicalibus rotundatis mediis ovatis et ellipticis inferioribus longioribus rectangulis vel obsolete hexagonis ad angulos rotundos nonnullis quadratis minoribus, costa brevissima sæpe obsoleta.

Tahiti : Lépine, quelques tiges stériles associées au *Neckera Lepineana!* Andersson, *fide* Angström, *l. cit.*, sub *Homalia exigua*.

TRIB. XIII. — HOOKERIACEÆ.

GEN. — DISTICHOPHYLLUM Dzy et Molk. (*Mniadelphus* C. Muell.).

56. **Distichophyllum Nadeaudii** Besch.

Dioicum? Caules plerumque simplices, breves, ad corticem repentes. Folia basi angustâ longe attenuatâ ovata subspathulata, apice acuminato-apiculata, limbo repando angusto basi latiore e cellularum duabus seriebus composito integerrimo marginata, costa medio evanida, cellulis rhombeis hyalinis parietibus crassis inferioribus latioribus hexagonis. Folia perichætialia ovato-acuminata, ecostata, e parte superiore haud marginata, cellulis hyalinis longioribus hexagonis inferne marginata, basilaribus minoribus rhombeis. Capsula ignota in pedicello recto rubro omnino levi. « Calyptra basi « longe ciliato-fimbriata, apice mucronulato-conica, non « hispido-aspera ut in *D. spathulato* (*fide* Nadeaud, *loc. cit.*). »

Tahiti : sur les écorces d'arbres des hauts sommets vers 1100 mètres d'altitude, Nadeaud, n° 69, sub. *Mniadelpho Montagneano.*

Le *Mniadelphus Montagnei* C. Muell. des Neilgherries, a aussi un pédicelle glabre, mais il se distingue de son congénère de Taïti par des feuilles très brièvement mucronées à limbe marginal très étroit et par la nervure disparaissant sous le sommet. Par son pédicelle également glabre et ses feuilles apiculées, le *D. Nadeaudii* se rapproche davantage du *Mniadelphus crispulus* de la Nouvelle-Zélande, mais ses feuilles caulinaires sont beaucoup plus petites, plus longuement apiculées, plus atténuées à la base, et ses feuilles périchétiales, marginées inférieurement, sont dépourvues de marge dans la partie supérieure.

57. **Distichophyllum tahitense** Besch.

Synoicum. *D. Mittenio* V. d. Bosch et Lac. simile, sed foliis e limbo angustiore marginatis, acumine breviore e cellula singula prominente tantum composito, costa breviore, capsulæ pedicello e basi hispido.

Tahiti : sur les flancs humides des vallées à Tearapau et sur le plateau de Tatefau, Nadeaud, n° 70.

GEN. — HOOKERIA Sm.

S° *Euhookeria* C. Muell. (*Cyclodictyon* Mitt.).

58. **Hookeria Vescoana** Besch.

Monoica et synoica! Caulis repens, vage ramosus, pallide viridis ramis 2-3 ramulis 1-2 cent. longis latiusculis compressis divisus. Folia caulina basi rotundatâ oblonga, acute acuminata, limbo e cellularum seriebus duabus composito marginata, apicem versus obtuse denticulata vel integerrima, costis binis teneris levibus supra medium evanidis, cellulis amplissimis hexagonis hyalinis parietibus crassis viridiusculis inferioribus longioribus. Flos femineus minutus foliis paucis intimis longioribus elongate lanceolatis apice dentatis ecostatis; archegonia 7-8; flos synoicus antheridio unico archegoniis 7-8 mixto. Capsula in pedicello 13 mill. longo rubro levi horizontalis, ovato-cylindrica levis. Cetera ignota.

Tahiti : Vesco, sur les frondes du *Dumortiera hirsuta* avec une seule capsule.

Les *Hookeria* de la section, si répandus dans l'Amérique australe, sont assez rares dans les îles de l'Océanie. On n'en signale que 3, l'*H. Blumeana* C. Muell., de Sumatra et Java, l'*H. rugulosa* Nob. de la Nouvelle-Calédonie et l'*H. Græffeana* C. M. des îles Viti. La première est synoïque et les deux autres sont monoïques. Notre nouvelle espèce se rapproche donc par l'inflorescence de l'*H. Blumeana*, mais ses tiges sont plus largement feuillées, les feuilles caulinaires sont plus grandes, moins arrondies à la base, les nervures sont plus courtes, la capsule est plus forte et les bourgeons floraux situés au-dessous de la fleur fertile n'ont souvent que des archégones ou ne renferment qu'une seule anthéridie.

S° *Callicostella* C. Muell.

59. **Hookeria oblongifolia** Sull.

Proceed. Amer. Acad. of Arts and Sc., déc. 1853, n° 20; C. Mueller, in *Journ. d. Mus. Godeffroy*, 1874, p. 27; *Hookeria papillata* Mitt. (non Mont.) in *Flora Vitiens.*, p. 391; *Hookeria Jardinii* Sch., *p. mem.* in Jardin, *Énumération*, p. 20.

Tahiti: vallées humides et profondes au bord des eaux, 1857, E. Lequerré (herb. F. Camus); au milieu des Hépa-

tiques, à terre, et sur les frondes putréfiées des Fougères à Tatefau, vallée de Papeiha, NADEAUD, n° 83.

Iles Marquises: Nukahiva, sur les rochers ombragés de la baie de Taiohaë, JARDIN! n° 14.

Se trouve aussi à Viti et à Samoa.

Les échantillons recueillis par Lequerré offrent tous les caractères de l'*Hookeria oblongifolia* comme port, ramification, forme des feuilles, inflorescence synoïque, etc., seulement les feuilles étant mouillées sont plus contournées, le sommet est souvent excavé et le mucron est plus court que dans les échantillons de WILKES, récoltés à Viti.

60. **Hookeria chlorina** Besch.

Dioica? Rami breves arcuati fissidentoides. Folia madore uno latere inflexa, siccitate incurvata intense viridia, subsericea, oblonga basi rotundata apice rotunda breviter acuminata, integerrima, costis inæqualibus lævibus una longiore infra apicem evanida, cellulis quadratis hyalinis epapillosis parietibus dense chlorophyllosis sinuosis inferioribus rectangulis et hexagonis longioribus. Cetera desunt.

Iles Marquises : Nukahiva, sur les hauteurs voisines de la baie de Taïohaë, JARDIN, associé à *Hookeria nukahivensis* Nob. en très rares échantillons.

61. **Hookeria nukahivensis** Besch.

Hookeria pallens Sch. Mss., *p. mem.* in Jardin, *Énumération*, etc., p. 20, n° 14 (non Mitten).

Synoica, *H. oblongifoliæ* affinis. Folia caulina asymmetrica, basi rotundatâ oblonga apice breviter acuminata, haud excavata, madore omnino plana, integerrima, costis divergentibus infra apicem evanidis parce dentatis percursa, cellulis superioribus quadratis vel plus minus distincte rhombeis hyalinis epapillosis mediis rhombeis inferioribus rectangulis utriculo primordiali notatis inter costas longioribus hexagonis. Capsula in pedicello brevi curvato rubro apice scabro horizontalis, minuta, sphærica. Cetera ut in *H. oblongifolia.*

Iles Marquises : Nukahiva, sur les troncs d'arbres, des hauteurs voisines de la baie de Taiohaë, JARDIN.

GEN. — CHÆTOMITRIUM Dz. et Molk.

62. **Chætomitrium tahitense** (Sull.) Mitt.

Hookeria tahitensis Sull., in *Proceed. of the Amer. Acad.*, vol. III, 1854, n° 17.

Holoblepharum tahitense Sull., *Amer. Expl. Exped.*, 1859, p. 22, tab. 23.

Chætomitrium tahitense Mitt. in *Flor. Vit.*, 392.

Tahiti : montagnes, WILKES!

TRIB. XIV. — HYPNACEÆ.

GEN. — ENTODON C. Muell.

(*Cylindrothecium* Sch.)

63. **Entodon turgidus** (Angst.) Jæger.

Cylindrothecium (?) *turgidum* Angst. *l. c.*, p. 124 (*planta sterilis tantum descripta*).

Tahiti : VESCO, 1847, c. fr.; ANDERSSON, avec de vieilles capsules ; crêtes sèches, sur l'écorce des arbres vers 600 mètres d'altitude, vallées de Fautaua et d'Orofero, J. NADEAUD, n° 71 ; VERNIER!

A la diagnose incomplète donnée par Angström nous croyons devoir ajouter ce qui suit :

Monoicus! Perichætium sat longum stramineum foliis inferioribus minimis squarrosis basi rotunda longe acuminatis, intimis valde longioribus erecto-patentibus et erectis ovato-lanceolatis concavis late cuspidatis apice obsolete nodoso-denticulatis ecostatis laxe areolatis. Perigonia pauca infra perichætium nascentia minute gemmacea foliis brevibus ovatis late acuminatis integris ecostatis hyalinis. Capsula in pedicello stramineo torto 20-23 millim. longo levi cylindrica, 3 mill. longa, erecta vel ob pedicelli torsionem obliqua, columella parum exserta, operculo breviter conico acuminato curvulo. Calyptra longe cylindrica, levis, straminea. Peristomium normale.

64. **Entodon Solanderi** (Angst.) Jæger.

Cylindrothecium Solanderi Angst. *l. c.*, p. 122,

Tahiti : Solander, 1769; Jacquinot, *Voyage de l'*Astrolabe, 1840! (Hb. Montagne, sub *Neckera cladorrhizante*); Vesco! 1847; Andersson! 1852, c. fr.; Vieillard et Pancher, 1855, n° 6; Thiébault, 1865 c. fr.! n° 529; Vernier!

Angström dit (*l. c.*) : *Florescentia nunc feminea, nunc hermaphrodita.* Dans les échantillons que j'ai étudiés, j'ai toujours trouvé les périgynes très nombreux sur les rameaux primaires et ne renfermant que des archégones ; les périgones placés au-dessous des périchèses en étaient dépourvus et ne renfermaient que des anthéridies. Mais il arrive très souvent que les tiges ou les rameaux ne portent que des fleurs femelles, ce qui expliquerait la stérilité des échantillons récoltés par Jacquinot, Vesco, Pancher, Vieillard et Vernier. La plante serait donc tantôt monoïque, tantôt dioïque.

65. **Entodon pallidus** Mitt., *Flora Vitiensis*.

Tahiti : Menzies (fide cl. Mitten).

Cette espèce paraît devoir être rapportée à l'*Entodon Solanderi* Angst., quant à la plante de Tahiti.

GEN. — BRACHYTHECIUM Sch.

66. **Brachythecium tearapense** Besch.

Hypnum plumosum Sull., *Am. Exped. Expl. Wilkes exsicc.* (non Linn.)

Monoicum et dioicum, robustum, dense cespitosum, lutescente viride. Caulis repens elongatus ramis inæqualiter pinnatis ramulis patentibus simplicibus et pinnatis sæpe attenuatis apice radicantibus. Folia erecto-patentia et patentia late ovato-lanceolata longe et sensim acuminato-cuspidata, ramea minora basi concava anguste lanceolata tenuiter in cuspidem tenuem torquatam attenuata, margine e medio ad apicem uno latere leniter incurvo, omnia e basi tenuiter serrulata, costa brevi ante medium evanescente percursa, cellulis anguste hexagonis levibus sed opacis basilaribus ad angulos pluribus quadratis hyalinis. Folia perichætialia convoluta subito in cuspidem plus minus longam recurvam no-

dosodentatam attenuata. Perigonia gemmacea foliis numerosis externis longioribus ovatis concavis fere subito in loreum acutum nodosum attenuatis obsolete costatis, intimis brevioribus latius concavis acuminatis brevicostatis integerrimis. Capsula in pedicello crasso e basi muricatulo atrorubente circiter 25 mill. longo obovata, crassa, inclinata, sub ore coarctata, nigrescens, annulo minuto, operculo magno tumido conico longe apiculato curvulo. Peristomii dentes interni longe hiantes, punctulati e membrana alte producta orti, ciliis ternis brevioribus.

Tahiti : Wilkes ! sub *Hypno plumoso* Sull. ; au bord des torrents, dans les lieux humides de l'intérieur, notamment à Tearapau ; Nadeaud, n° 60 sub *H. paradoxo*.

Cette Mousse, par son pédicelle rugueux, sa capsule beaucoup plus grande, ses feuilles caulinaires plus étroites, ovales-lancéolées, ne saurait être confondue avec l'*Hypnum plumosum* Linn. Elle se rapproche du *B. oxyrrhynchum* Dz et Molk. par son port général, mais elle s'en éloigne par ses pédicelles verruqueux de la base au col capsulaire et ses feuilles à nervure beaucoup plus courte, etc.

GEN. — RHYNCHOSTEGIUM Sch.

67. **Rhynchostegium obscurum** Besch.

Planta fluitans, *Rhynchostegio rusciformi*, v. *prolixo* simillima, foliis tamen erecto-patentibus remotis longius acuminatis, cellulis valde chlorophyllosis obscuris.

Tahiti : bord des torrents de Tearapau, associé au *Brachythecium tearapense* Nob., Nadeaud, n° 86 (Stérile).

C'est peut-être la même espèce que ce dernier a nommée *Grimmia Scouleri* dans son *Énumération*, sous le n° 64, et qui ne figure pas dans la collection de M. Drake.

GEN. — SEMATOPHYLLUM Mitt.

68. **Sematophyllum Lepinei** Besch.

Synoicum ! Cespites late extensi, rufescentes, nitentes. Caules secundarii 7-8 cent. longi ramis irregulariter pinnatis uncialibus superioribus minoribus arcuatulis decumbentibus obtuse acuminatis divisi. Folia madore erecto-patentia, sicci-

tate subsecunda basi angusta rotundata cellulis ad angulos (4) magnis vesiculosis excavatis luteis prædita anguste ovato-lanceolata, ob margines e medio ad apicem usque involutos pungentia, late cuspidata integerrima, ecostata, cellulis anguste lineari-hexagonis areolata. Perigamia antheridia pauca cum archegoniis multis includentia, foliis externis squarrosis rotundatis fere subito contractis acuminatis, internis longioribus concavis ovatis longe cuspidatis e medio serrulatis. Capsula in pedicello circiter 2 cent. longo tenui rubro e medio ad apicem curvulum asperulo horizontalis et suberecta, minuta, ovata vel ovato-cylindrica, levis, operculo capsulam fere in longitudine æquante; calyptra longa levis spiraliter convoluta. Peristomii dentes externi breves, radiantes, siccitate apice incurvi, linea divisurali exarati, trabeculis cristatis rufis, interni breviores flavidi.

Tahiti : Montagnes de Taiarapu, commence à paraître vers 600 m. d'altitude Lépine, 1847, n° 15; Vesco; Nadeaud, n° 87; Ribourt, 1850.

Cette espèce est intermédiaire comme port entre le *S. hyalinum* Reinw. et le *S. pungens* Hedw., mais elle diffère du premier par ses feuilles plus étroites, convolutées du milieu au sommet, plus longuement acuminées et par la capsule ovoïde, courbée, portée sur un pédicelle plus court.

Cette plante présente des différences assez sensibles dans la feuillaison ; tantôt les feuilles sont lâchement étalées, un peu squarreuses, et tournées du même côté, seulement vers le sommet de la tige comme dans les échantillons de Lépine et de Vesco ; d'autres fois elles sont imbriquées, dressées ou un peu étalées et faiblement subsecondes de manière à constituer une forme différente du type (Échant. Ribourt).

69. **Sematophyllum Pickeringii** (Sull.).

Hypnum Pickeringii Sull. l. c., p. 18, tab. 15.

Hypnum (*Sigmatella*) *borbonicum* Mitt. in *Musc. samoan.*, p. 184 (non Bélanger).

Sematophyllum borbonicum Mitt., in *Musc. Vitiens*, p. 398, *Hypnum* (*Sigmatella*) *Pickeringii* C. Muell., in *Journ. d. Mus. Godeff.*, p. 35.

Hypnum daltonïoides Sch., *pr. mem.*, in *Musc. Jardin*, n° 10.

Tahiti : sur les flancs humides des vallées à Tearapau, mai 1859, et sur le plateau de Tatefau, associé à *Distichophyllum tahitense*, Nadeaud, n° 70 e p. ; sur l'*Hibiscus tiliaceus*, vallée de Fautahua, Jardin, n° 10 ; Wilkes (*fide* C. Mueller).

Mousse assez répandue dans les îles de la Polynésie, aux Sandwich, à Viti, à Samoa, etc.

GEN. — RHAPHIDOSTEGIUM Sch.

70. **Rhaphidostegium trachælocarpum** (Angst.).

Microthamnium trachælocarpum Angst. l. c., p. 127. *Trichosteleum trachælocarpum* Jaeg., in *Adumb.*

Tahiti : Andersson.

Cette Mousse qui a les feuilles ornées aux angles basilaires de 3 grandes cellules vésiculeuses jaunâtres et un opercule longuement rostré ne saurait être rangée dans le genre *Microthamnium* Mitt., et par ses cellules vésiculeuses et l'absence de papilles elle ne peut appartenir au genre *Trichosteleum*, ainsi que l'indique l'*Adumbratio* de Jaeger.

GEN. — TRICHOSTELEUM Mitt.

71. **Trichosteleum Vernieri** Jaeg. *Adumbrat.*

Hypnum Vernieri Duby, in *Mém. Soc. phys. et Hist. nat. de Genève*, t. XXIV, 1875, p. 9, tab. II, fig. 6.

Hypnum Lepineanum Sch., p. mém., in *Enum. Jardin.*

Tahiti : Vesco ; à terre et sur les arbres des ravins humides du Marau, Nadeaud, n° 88 ; Vernier, 1872.

Iles Marquises : Nukahiva, vallée d'Ikoei, Taiohaë, sur l'écorce des *Aleurites* et des *Arctocarpus*, Jardin, n° 10 e p.

Duby, dans son mémoire (l.c.) dit à propos de cette Mousse qu'elle est dioique et qu'aucun cil n'est interposé entre les dents du péristome interne. Dans les échantillons qui ont servi à l'auteur pour établir sa diagnose, j'ai cependant trouvé des péristomes ornés de cils plus courts que les dents internes et réunis en un seul au sommet ; d'un autre côté j'ai toujours rencontré les périgones soit au-dessous du périchèse, soit le plus souvent, au nombre de 2, 3, à la base d'un petit rameau né au-dessous de la fleur femelle. Ces périgones sont excessivement petits, formés de 6 à 7 feuilles courtes, concaves acuminées, entières et groupées en un petit bourgeon ovoïde bien différent des fleurs femelles qui se trouvent à proximité.

D'après ces rectifications, la plante se rapprocherait de l'*Hypnum* (*Sigmatella*) *rhizophoreti* C. Muell., de Samoa dont je ne connais que la diagnose.

72. **Trichosteleum scaberulum.**

Hypnum scaberulum Mont. in *Lond. Journ. of Bot.*, 1844, p. 632, et *Sylloge*, p. 7; C, Muell., *Syn.* II. p. 272.

Hypnum hamatum Dz. et Molk., 1844.

Hypnum (*Microthamnium*) *scaberulum* (Mont.), in Angström. l. c., p. 127 (*p. mem.*).

Angström, dans son mémoire sur les Mousses récoltées par Andersson, dit que cette mousse habite Tahiti. Nous ne l'avons vue dans aucune des collections qui nous sont passées par les mains ; il pourrait se faire que l'auteur l'ait confondue avec le *Sematophyllum Pickeringii* cité plus haut.

GEN. — MICROTHAMNIUM Mitt.

73. **Microthamnium (?) macroblepharum** (Sch.).

Hypnum macroblepharum Sch., p. mem., *in Musc. Jardin.*

Monoicum. Cespites laxe intricati, flavo-virides. Stipes brevis ramo primario 4-5 cent. longo ramulis patulis pinnatis ramosis brevibus simplicibus vix 5 mill. longis vel ramosis longioribus simpliciter pinnatis. Folia patula flexuosa, remota, basi concava contracta anguste ovato-lanceolata sensim in acumen longum obliquum tortum protracta, margine ob cellulas marginales prominentes subtiliter e basi serrata, costis brevissimis obsoletis, cellulis anguste hexagonis apice prominentibus subpapillosis reticulata. Perigonium prope perichætium nascens, minutum, sphæricum, foliis ovatis concavis late acuminatis apice erosulis, antheridiis brevibus crassis. Perichætium in ramo primario obsitum, longum, foliis erectis parum divaricatis basi truncatis ovato-lanceolatis in cuspidem longissimam apice nodoso-dentatam attenuatis, ecostatis, integris. Capsula in pedicello 10-15 mill. longo rubello tenuissimo levi apice contorquato pendula vel ob torsionem pedicelli horizontalis, minuta, sub apice magis strangulata, operculo ? Calyptra ? Peristomii magni dentes radiantes apice incurvi, externi sat longi, fusci, interni haud hiantes æquilongi, ciliis 1-2 brevioribus.

Iles Marquises : Nukahiva, sur les troncs d'arbres et sur les rochers, mais toujours dans les lieux humides, dans les ravins de 260 à 280 mètres d'altitude, HOMBRON, n° 2; tribu des Happas, hauteurs voisines de la baie de Taiohaë, sur les troncs d'arbres, JARDIN, n° 10 e p.

Il existe dans la collection Jardin une autre espèce stérile, récoltée dans la même localité et nommée par Schimper *Hypnum Nukahivæ* qui paraît identique au *Microthamnium macroblepharum*.

GEN. — ECTROPOTHECIUM Mitt.

74. **Ectropothecium inflectens** (Brid).

Leskia (*Omalia*) *inflectens* Brid, 1827, in *Bryol. Univ.* II, p. 331.

Hypnum (*Omalia, Vesicularia*) *inflectens* C. Muell., *Syn. Musc.*, p. 239.

Hypnum fuscescens Hook. et Arn. in *Beechey's, Voy. Bot.* 1841, p. 76, t. 19.

Hypnum apertum Sull., in *Exped. Amer.* p. 18, 1854.

Ectropothecium fuscescens Mitt., in *Musc. Samoan*, 1868, p. 180.

Hypnum (*Ectropothecium*) *loxocarpum* Angst. 1873, l. c., p. 127.

Tahiti : DUMONT d'URVILLE ! 1825 ; BEECHEY; WILKES; ANDERSSON ! VESCO ! LÉPINE ! n° 19, sur les rochers humides au bord des ruisseaux de toute l'île, NADEAUD ! n° 84 ; VERNIER ! LEQUERRÉ ! (herb. F. Camus) ; JARDIN ! JELINEK ; Papeete, vallée de la Reine, sur les vieux troncs d'arbres, Sept. 1877, SAVATIER ! n° 732.

Iles Marquises : Nukahiva ! 1853, JARDIN.

Se trouve assez répandu aux îles Sandwich et dans les îles Samoa, à Upolu et Tutuila.

75. **Ectropothecium bryifolium** (C. Muell.).

Hypnum (*Ectropothecium*) *bryifolium* C. Muell., in Angström, *Ofvers. af Kongl. Vetensk. Ak. Förh.* 1876, p. 53.

« Caulis repens elongatus compressiusculus pinnatus,
« pinnis inæqualibus viridibus ; folia paullo compressa sicca
« corrugata subtorta ægre emollita, lateralia erecto-patentia

« e basi ovata longius acuminata, acumine subsecunda integerrima. Ab *Hypno inflectente* ramis inæqualibus, foliis « longius acuminatis paullo compressis etc. differt ». (L. c., p. 53.)

Tahiti : ANDERSSON.

76. **Ectropothecium tahitense** Angst., l. c., p. 125.

Tahiti : ANDERSSON !

77. **Ectropothecium polyandrum** Angst.

Tahiti : ANDERSSON !

Ver. *fulvo-virens* Besch.

A typo differt : colore fulvo-virente, ramis laxius pinnatis, foliis remotis laxis minus falcatis haud serrulatis ob cellulas marginales apice paullo prominentes e basi subdentatis.

Tahiti : Associé au *Trichosteleum Vernieri*, VERNIER !

78. **Ectropothecium sodale** Mitt. in *Musc. Samoan.*, p. 180.

Hypnum sodale Sull., 1854, l. c., p. 9.

Tahiti : VESCO ! LÉPINE n° 17 ! WILKES, VIEILLARD et PANCHER, 1855 (Herb. Montag. sub *Hypno Chamissonis*) ; ANDERSSON ! (sub *Hypno calpæcarpo* Angst.) ; LEQUERRÉ ! (Herb. F. Camus); très répandu sur la surface de toute l'île, NADEAUD ! n° 85 ; VERNIER !

Iles Marquises : Nukahiva, Taipis-Vai, et dans la tribu des Happas, JARDIN 1853-1854, sous les divers noms d'*Hypnum Sandwicense* Hook., herb. Schimper), *Hypn. Chamissonis* Hsch. (herb. Lenormand).

L'*Hypnum circinulatum* Sch. (in *Musc. Jardin*) que je ne connais pas pourrait bien appartenir à cette espèce.

Forma *robustior*.

Tahiti : DU PETIT-THOUARS ! VESCO ! HOMBRON ! (hb. Montagne, sub *Hypno Chamissonis*).

GEN. — LEUCOMIUM Mitt.

79. **Leucomium debile** Mitt., in *Musc. Samoan.*, p. 181.

Hookeria debilis Sull. in *Amer. Expl. Exped. Wilkes.*

Hypnum (*Vesicularia*) *debile* C. Muell., in *Journ. Musc. Godef.*

Iles Marquises : Nukahiva, tribu des Happas, sur les hauteurs voisines de la baie de Taiohaë, sur les troncs d'arbres, associé à *Microthamnium macroblepharum* et *Hookeria Nukahivensis*, JARDIN.

Se trouve aussi aux îles Viti et Samoa.

GEN. — HYPNUM Dill.

80. **Hypnum (?) Novaræ** Reich. in *Voy. de la Novara.*
Tahiti : JELINEK.

Sous cette désignation, Reichard (l.c.) décrit et figure une Mousse stérile qui paraît devoir appartenir à une autre tribu que celle des Hypnacées. L'auteur fait d'ailleurs remarquer que si cette espèce appartient réellement au genre *Hypnum*, elle aurait plus d'affinités avec l'*Hypnum* (*Ectropothecium*) *inflectens* et l'*Hyp. acinacifolium* Hpe. Mais il ajoute qu'il ne serait pas invraisemblable, comme le pense M. Ch. Mueller, qu'elle devrait être rapprochée des *Entodon.*

M. le Dr G. V. Beck, directeur du cabinet de botanique de la Cour à Vienne, a bien voulu me communiquer un échantillon authentique de l'*Hypnum Novaræ* et je ne puis y voir que la plante mâle, assez rabougrie, du *Phyllogonium cylindricum.*

GEN. — CTENIDIUM Sch.

81. **Ctenidium stellulatum** Mitt., in *Flora Vitiensi*, 1871, p. 399.
Iles de la Société, BIDWILL (fide Mitten).

GEN. — PTYCHOMNIUM Hook. f. et Wils.

82. **Ptychomnium aciculare** Hook. f. et Wils. in *Flora Nov. Zel.* II, p. 110 (ex parte); Mitten, in *Musc. Samoan.*, p. 193.

Hypnum aciculare Brid., *Musc. rec.* II, 2e p., p. 158, tab. 5; *Bryol. Univ.* II, p. 505.

Hypnum (*Rigodium* S. So *Anacamptophyllum*) *aciculare* C. Muell., *Synops.* II, p. 441 (*ex. p.*).

Stereodon (*Achyrophyllum*) *acicularis* Mitt. (*Musc. samoan.*, p. 89).

Tahiti : LÉPINE ! n^{os} 8 et 12 ; VESCO ! NADEAUD ! n° 89.

Mousse très répandue dans les îles de l'océan Pacifique.

GEN. — MNIODENDRON Lindb.

83. **Mniodendron tahiticum** Besch.

Hypnum divaricatum Sull., *Exped.* WILKES.

Dioicum, habitu *M. divaricato* H. et R. simile sed caules breviores, rami graciliores ; folia caulina basi latiora semicircularia fere subito involuta dein ad summum plana patentia jam e basi denticulata e medio serrata serræ denticulis armatæ et separatæ.

Tahiti : WILKES ! LÉPINE n° 11 ! in herb. Montag. sub *Hypno Reinwardti* à Téoa, sur les crêtes de la vallée d'Arue et sur les sommets argileux du Marau, vers 1100 mètres d'altitude, NADEAUD, n° 90.

GEN. — HPYNODENDRON C. Muell.

84. **Hypnodendron Vescoanum** Besch.

Hypnum spininerve Sull., in *Exped.* WILKES.

Dioicum. Caules 5-8 centim. longi, erecti, angulati, atrorubentes, basi tomentosi nudi sed foliis squammiformibus patentibus et erecto-patentibus anguste ovato-lanceolatis acuminato-cuspidatis fuscis costa excurrente fere e basi rotundata dorso serrata simpliciter vel dupliciter serratis obtecti ; rami compressi pinnati 10-25 mill. longi in comam brevem rotulatam laxissimam congesti ; ramuli decumbentes erective simplices et pinnati. Folia ramea fusca, vix nitidula, erecto-patentia, subdisticha, remota anguste ovato-lanceolata, acuminata vel curvula, carinata, margine crasso dentibus duplicatis brevibus serrata, costa parum excedente dorso serrata, cellulis elongatis anguste hexagonis obscuris apice punctulato-papillosis basilaribus nonnullis elongate quadratis majoribus reticulata. Folia perichætialia externa

minuta concava rotundato-acuminata ecostata integra, intima longiora costata obovata fere subito in cuspidem longissimam nodoso-dentatam producta. Capsula in pedicello e 2 1/2 ad 3 cent. longo rubro lævi obliqua vel (deoperculata) horizontalis arcuatula, longe oblongo-cylindrica (4 mill.), sicca plicata, macrostoma; operculo longe conico apice curvulo. Peristomii dentes ut in *H. Junghuhnii* sed cilia bina dentibus breviora.

Planta mascula femineæ similis sed foliis longius acuminatis. Perigonia ad ramulos numerosa, gemmacea, fusca, foliis externis ovatis et ovato-acuminatis minutis ecostatis integris intimis longioribus ovato-lanceolatis longe cuspidatis apice nodoso-dentatis, costatis; antheridia magna paraphysibus longioribus cincta.

Tahiti : Lépine ! (herb. Montagne, sub H. *Reinwardtii*), Vesco ♀ ! Wilkes ♀ ! Vieillard et Pancher ♀ ; ravins humides du Marau, vers 1100 m. d'altitude, sur le Mont Rereaoe, Nadeaud n° 91.

Très semblable à l'*Hypnodendron Junghuhnii* C. Muell. de l'archipel Malais, mais s'en distingue au premier abord par ses frondes plus grêles, ses rameaux à feuilles subdistiques, les feuilles caulinaires, c'est-à-dire du rameau primaire, étalées horizontalement, très étroites, ovales, acuminées, les feuilles des ramules plus étroites, bordées de dents géminées, les feuilles périchétiales très entières, etc.

Dans les îles de l'hémisphère austral voisines de Tahiti on signale trois espèces d'*Hypnodendron* très semblables à l'*H. Junghuhnii* C. Muell.; l'une le *H. samoanum* Mitt., s'en distingue par le réseau foliaire composé de cellules plus larges et par la duplicature des dents marginales des feuilles; l'autre l'*H. vitiense* Mitt. (*Flor. vit.*, 1871, *Trachyloma Junghuhnii* ejusd., in *Bonplandia*, 1861) que l'auteur représente comme différent par des feuilles plus courtes et par la marge ornée de dents géminées, la troisième l'*H. Græffeanum* C. Mueller (*Journ. Mus. Godeffroy*, 1874) à laquelle l'auteur rapporte le *Trachyloma Junghuhnii* Mitt. (non C. Muell.). En sorte qu'il ne reste en présence que deux espèces : l'*Hypn. Samoanum* Mitt. et l'*Hypn. vitiense* puisque M. Mitten était revenu en 1871 sur sa première détermination de 1861 et que M. Ch. Mueller n'a publié son *Hypn. Græffeanum* qu'en 1874. Ces deux espèces n'étant connues qu'à l'état stérile, on ne peut les considérer que sous le rapport des organes végétatifs. Or, la seule différence qui ressorte de l'examen des diagnoses consiste dans la forme des cellules foliaires. Dans l'*H. samoanum* ces cellules sont dites « *cellulis elongatis finibus dorso prominulis punctulato-papillatis* » et dans l'*H. vitiense* « *cellulis angustis elongatis finitimis prominulis* ». M. Mueller, quoique ne citant pas l'*H. vitiense* comme synonyme de son *H. Græffeanum*, mais qui

considère le *Trachyloma junghuhnii* Mitt. (olim.), comme identique à son espèce, dit de son côté : *folia e cellulis pallidis levibus elongatis multo distinctioribus basi laxioribus areolata.* La Mousse de Tahiti paraît donc se rapprocher de l'*H. samoanum* par les cellules à papille proéminente au sommet, mais elle en diffère par ses frondes plus grêles, ses rameaux plus courts, garnis de feuilles d'un roux sombre, ses feuilles caulinaires étalées, plus étroites ; notre plante est en outre complète comme inflorescence et organes de reproduction, ce qui fait défaut dans les deux congénères de Viti et de Samoa.

TRIB. XV. — HYPOPTERYGIACEÆ.

GEN. — RHACOPILUM P. Beauv.

85. **Rhacopilum convolutaceum** C. Muell.
Tahiti : Vesco ; Nadeaud, n° 66 ; Mercier.

On ne signale dans les îles australes de la Polynésie, en dehors de l'Australie et de la Nouvelle-Zélande, que les *R. spectabile*, *R. cuspidigerum* et *R. demissum*. La mousse que M. Nadeaud a rapportée de Tahiti a plus de rapports avec les échantillons du *R. convolutaceum* C. Muell., de l'Australie (*exsicc.* Preiss, n° 266), qu'avec les trois espèces ci-dessus citées. Le *R. cuspidigerum* Schwg., des îles Sandwich (*exsicc.* Gaudichaud) auquel M. Mitten (*Fl. Vit.*) rattache à tort le *R. convolutaceum* C. M., en diffère par les feuilles plus longues, plus obtusément acuminées, à marge entière ou faiblement denticulée, çà et là, par la proéminence des cellules marginales, à nervure dépassant le sommet en une arête oblique, enfin par les cellules presque lisses non scabres comme on le voit dans cette dernière espèce.

86. **Rhacopilum demissum** *Bryol. jav.*
Tahiti : Andersson (*fide* Angström), Vesco (stérile).

Cette espèce qui est propre à l'archipel Malais, se distingue suffisamment de ses congénères de la Polynésie par ses feuilles largement ovales, acuminées, faiblement dentées.

87. **Rhacopilum microphyllum** Besch.

Dioicum ! Rami intricati, graciles, e nigricante lutescentes, irregulariter pinnati tomento plerumque destituti. Folia ramosa minuta, ovato-lanceolata, breviter acuminata, sicca patentia parum retracta, madore plana tantum apice ad unum latus coarctata, margine supra medium ad apicem serrulata, costa obliqua excedente percursa, e cellulis hyalinis obsolete rhombeis dorso vix prominentibus areolata ; folia stipuliformia anguste cordato-lanceolata vel (juniora) longe triangularia apice serrulata, costa longe producta. Cetera ignota.

Iles Marquises : Nukahiva, Jardin, 1855; Mercier.

GEN. — HYPOPTERYGIUM Brid.

88. **Hypopterygium tahitense** Angst. (lc. p. 121).

Tahiti : Andersson ♀ stérile ; Vesco ♂.

Ansgtröm signale à Tahiti une seule espèce, l'*H. tahitense*, trouvée par Andersson avec des inflorescences femelles mais sans fructification. De son côté, M. Reichard, (voyage de la *Novara*) sans parler de l'espèce précédente, décrit une nouvelle espèce, l'*H. debile*, récoltée par Jelinek, avec des inflorescences mâles. La mousse rapportée de Tahiti par Vesco ne porte également que des fleurs mâles, mais comme les feuilles stipuliformes de cette dernière sont orbiculaires-cuspidées et munies d'une nervure qui disparaît vers le milieu, nous n'hésitons pas, en l'absence de la plante femelle, à la rapporter à l'*H. tahitense* qui offre les mêmes caractères.

89. **Hypopterygium debile** Reich.

Voyage de la Novara 1870, p. 194, tab. 35.

Tahiti : près de Fautaua, sur les rochers ♂ Jelinek.

Cette mousse paraît différer principalement de la précédente par les feuilles stipuliformes ovales-acuminées, dépourvues de nervure.

90. **Hypopterygium Nadeaudianum** Besch.

Monoicum! Caulis repens rufo-tomentosus; stipites basi fere nudi, 1-3 cent. longi, in frondem nunc semicircularem ramis primariis bifurcatis vel pinnatis, nunc triangularem taxoideam ramo primario singulo pinnato ramulis simplicibus et furcatis vix uncialibus producti. Folia olivacea vel flavoviridia lateralia asymmetrica late ovato-acuminata, inferiora integerrima superiora apicem obliquum versus parum denticulato-serrata, limbo e seriebus duabus cellularum composito marginata, costa infra medium evanida cellulis rhombeis utriculo primordiali repletis. Folia stipuliformia rotundato-ovata, brevicostata, sat longe cuspidata, apice serrulata. Perigonia longe ovata infra perichætium oriunda foliis ovato-lanceolatis convolutis integerrimis. Perichætii folia externa ovata breviter obtuse acuminata, intima longiora concava

cuspidato-acuminata integerrima ecostata. Capsula in pedicello 2 cent. longo rubro levi apice curvato horizontalis vel incurva, magna, ovata, basi ob cellulas prominentes vesiculosa, operculo aciculari eam fere æquante. Calyptra mitriformis, brevis, basi breviter lobata.

Tahiti : vallées humides, vers le Marau et spécialement dans la vallée cratériforme du Mamano, à 900 mètres d'altitude, sur des argiles calcinées, NADEAUD, n° 65.

GEN. — CYATHOPHORUM P. Beauv.

91. **Cyathophorum tahitense** Besch.

Caules rubri simplices e basi fasciculati, interdum ramosi, apice longe in massam pilosam penicellatam attenuati, erecti vel stolonacei arcuati apice radicantes proliferi. Folia remotissima subdisticha, lateralia horizontalia caulis ad basin et apicem versus minora medio majora, late rotundato-ovata asymmetrica breviter acuminata e medio fere ad apicem latum integrum remotissime breviterque denticulis 1-3 cellulatis serrata, costis binis latis brevissimis divergentibus, cellulis rhombeis pachydermis utriculo primordiali impletis; folia stipuliformia ovato-lanceolata parce serrata ecostata basi in sacco coarctata. Fila articulata perlonga ad caulis extremitatem copiosa in penicillum longum rufulum producta calyptram *Pogonatorum* simulantia.

Tahiti : VESCO, *stérile*.

Se rapproche par le port du *C. adiantum* (Griff.), de Java, mais en diffère notamment par les feuilles stipuliformes ovales lancéolées rétrécies à la base en forme de sac, par les feuilles caulinaires bordées à partir du milieu jusque près du sommet de dents très ténues et très espacées, composées de 1, 2 cellules et munies de deux nervures divergentes, très courtes.

Le genre *Cyathophorum* n'était représenté dans les îles de l'océan Pacifique que par le *C. bulbosum* Hedw., qui est assez commun dans la Nouvelle-Zélande. Les six autres espèces se trouvent réparties dans l'archipel Malais, à Java et Sumatra, trois autres en Asie, dans l'Himalaya, et à Ceylan. Le *C. adiantum* seul paraît venir à la fois à Java et dans l'Himalaya.

TABLE ALPHABÉTIQUE

DES ESPÈCES DÉCRITES OU ÉNUMÉRÉES DANS LA TROISIÈME PARTIE

Aërobryum lanosum Mitt....... 37
— Vitianum Mitt........... 37
Arthrocormus dentatus C. M.... 21
Bartramia tahitensis C. M....... 28
Brachythecium tearapense Besch. 47
Breutelia Eugeniæ Angst....... 30
Bryum argenteum L........... 27
— coarctatum Mitt......... 27
— leptothecium Tayl....... 28
— melanothecium C. M..... 27
Calymperes Angströmii Besch.. 24
— tahitense Lindb......... 24
— — Mitt........... 23
Calyptothecium prælongum Mitt. 38
Campylopodium tahitense Besch. 15
Campylopus Blumii *Bryol. jav*.. 17
— Nadeaudianus Besch..... 16
— obscurus Angst.......... 17
— Vernieri Dub............ 17
Chætomitrium tahitense Mitt... 46
Codonoblepharis obtusa Lindb.. 23
Cryphaæa helictophylla Mont... 38
Ctenidium stellulatum Mitt..... 54
Cyatophorum tahitense Besch.. 59
Cylindrothecium Solanderi Angst. 47
Cylindrothecium turgidum Angst. 46
Cyrtopus tahitensis Sch........ 34
Dicnemos Banksii C. M........ 18
Dicranum densifolium W. et M. 18
— Dozyanum C. M.......... 17
— rufifolium Besch........ 16
Distichophyllum Nadeaudii Besch 43
— tahitense Besch......... 43
Ectropothecium bryifolium C. M. 52
— fuscescens Mitt.......... 52
— inflectens Mitt........... 52
— polyandrum Angst....... 53
— sodale Mitt.............. 53
Ectropothecium taihtense Angst. 53
Entodon pallidus Mitt..........
— Solanderi Jæg........... 47
— turgidus Jæg............ 46
Fissidens mangarevensis Mont.. 21
— Nadeaudii Besch......... 22
Garovaglia tahitensis Besch..... 34
Grimmia apocarpa Hedw....... 25
Holoblepharum tahitense Sull... 46
Holomitrium vaginatum Brid... 17
Homalia exigua Angst......... 42
— pseudo-exigua Besch 42

Hookeria chlorina Besch 45
— debilis Sull 53
— Jardini Sch 44
— nukahivensis Besch 45
— oblongifolia Sull 44
— pallens Sch 45
— papillata Mitt 44
— tahitensis Sull 46
— Vescoana Besch 44
Hypnodendron Vescoanum Besch 55
Hypnum aciculare Brid 54
— apertum Sull 52
— borbonicum Mitt 49
— bryifolium C. M 52
— calpæcarpum Angst 53
— Chamissonis Mont 53
— circinulatum Sch 53
— daltonioides Sch 49
— debile C. M 54
— divaricatum Sull 55
— fuscescens H. et W 52
— hamatum Dz. et M 51
— inflectens C. M 52
— Lepineanum Sch 50
— loxocarpum Angst 52
— macroblepharum Sch 51
Hypnum Novaræ Reich 54
— Nukahivæ Sch 52
— Pickeringii Sull 49
— plumosum Sull 47
— sandwicense Sch 53
— scaberulum Mont 51
— sodale Sull 53
— spininerve Sull 55
— Vernieri Dub 50
Hypopterygium debile Reich 58
— Nadeaudianum Besch 58
— tahitense Angst 58
Leptostomum macrocarpum R.Br. 31
Leskia inflectens Brid 52
Leucobryum Korthalsii Dz. et M. 20
— tahitense Angst 19
Leucodon pacificus Sch 33
Leucomium debile Mitt 53
Leucophanes nukahivense Besch. 20
— octoblepharoides Brid 20
Macromitrium adstrictum Angst. 27
— incurvifolium Mont 26
— — H. et Gr 27
— Menziesii C. M 25
— Owahiense C. M 27
— Savatieri Besch 26
Macromitrium subtile Schwg 26
— tahitense Nad 26
Meteorium æruginosum Mitt 37
— helictophyllum Mitt 38
— vitianum Sull 37
Microthamnium macroblepharum Besch 51
— scaberulum Angst 51
— trachælocarpum Angst 50
Mniadelphus = Distichophyllum.
Mniodendron tahiticum Besch 55
Neckera Balfouriana C. M 34
— cylindracea Mont 38
— Eugeniæ Lindb 39
— Lepineana Mont 40
— pennata Brid 41
— tahitensis Sch 39
— Urvilleana C. M 41
— vitiana C. M 37
Octoblepharum dentatum Mitt 21
— longifolium Lindb 21
Papillaria æruginosa Jæg 37
— Angströmii C. M 36
Philonotis runcinata C. M 28
— tahitensis Angst 28
Philonotula Jardini Besch 29
— runcinata Besch 28
— tahitensis Besch 28
— Vescoana Besch 29
Phyllogonium angustifolium Sch. 40
— cryptocarpum Sch 40
— cylindricum Lindb 40
Pilotrichum cylindraceum C. M. 38
— helictophyllum C. M 38
Pogonatum laterale Sch 32
— nukahivense Besch 32
— tahitense Besch 31
Polytrichum nukahivense C. M 32
Pterobryum cylindraceum Besch. 38
— dextrum Sch 38
Ptychomnion aciculare H. f. et W. 54
Pyrrhobryum setosum Mitt 30
Racomitrium papeetense Besch 25
Racopilum convolutaceum C. M. 57
— demissum Dz. et M 57
— microphyllum Besch 57
Rhaphidostegium trachælocarpum Besch 50
Rhizogonium setosum Mitt 30
— spiniforme (L.) 30
Rhynchostegium obscurum Besc. 48
Sematophyllum borbonicum Mitt. 49

Sematophyllum Lepinei Besch.. 48
— Pickeringii Jæg.......... 49
Spiridens Balfourianus Grev.... 33
— tahitensis Sch........... 34
Stereodon acicularis Mitt....... 55
Syrrhopodon Banksii C. M...... 23
— involutus Schgr.......... 23
— Jardini Sch............. 23
— obtusifolius Lindb....... 23
— rigescens Mont 23
Syrrhopodon speciosus Sch.... 20
— tahitensis Sull.......... 23
Trematodon Jardini Sch........ 14
Trichosteleum scaberulum Besch. 51
— trachælocarpum Jæg..... 50
— Vernieri Jæg............ 50
Trichostomum Blumii Dz. et M. 17
— vaginatum Hook......... 18
Weisia viridula Hedw.......... 14
Wilsoniella Jardini Besch....... 14

RECHERCHES
SUR
LE ROLE PHYSIOLOGIQUE
DE L'EAU DANS LA VÉGÉTATION

Par M. EDMOND GAIN,
Préparateur au Laboratoire de Biologie végétale de Fontainebleau.

INTRODUCTION.

On a toujours su que l'eau est nécessaire à la végétation, mais c'est seulement depuis les recherches de Bernard Palissy (1) et de Th. de Saussure (2) qu'on a soupçonné l'importance de l'absorption de l'eau par les racines, comme véhicule des sels minéraux du sol. Liebig ensuite formula définitivement la théorie de l'alimentation des plantes et dans l'exposé de sa doctrine on trouve ces aphorismes :

« Les principes nutritifs fournis à la plante par le sol pénètrent par les racines dans l'organisme végétal. Leur introduction s'effectue à l'aide de l'eau qui les dissout et leur sert de véhicule. Certains d'entre eux sont solubles dans l'eau pure, d'autres seulement dans l'eau contenant de l'acide carbonique ou certains sels.

« Les récoltes sont, dans les différentes années, en rapport avec le degré de sécheresse ou d'humidité. Un champ donnant, par suite de sa constitution, un faible rendement dans les années sèches, l'augmente dans une certaine limite dans les années de pluies, la température moyenne restant la même. »

---

(1) Bernard Palissy, *Traité des sels et de l'agriculture*, 1563.
(2) Th. de Saussure, *Recherches sur la végétation*, 1804.

Ainsi pour Liebig (1), l'eau sert à la fois d'aliment et d'adjuvant dans les phénomènes du développement des plantes.

D'après de Saussure, l'eau de végétation varie beaucoup avec l'espèce végétale, l'âge et le climat.

M. Émery (2) étudia très superficiellement le contenu en eau des plantes herbacées et signala le premier ce fait intéressant que la jeune plante herbacée est moins aqueuse que la plante un peu plus âgée.

M. Gélesnoff (3) détermina la quantité et la répartition de l'eau dans les plantes, mais surtout dans les plantes ligneuses. M. Dehérain (4) étudia les conditions de végétation de l'Avoine et compara les résultats obtenus en 1878, année sèche, et 1879, année pluvieuse.

M. von Hœhnel, dans son travail sur les feuilles de plantes herbacées, constate une variation d'eau suivant la phase du développement. Plus récemment M. Henri Jumelle (5) a précisé la marche du développement du poids sec et établi différentes courbes relatives au développement des parties de la plante.

Un certain nombre d'observations agronomiques montrent en outre que les rendements des plantes cultivées sont très variables suivant les années sèches (6) ou humides. Certaines cultures ne sont possibles que dans des sols possédant une certaine humidité, et les effets de la sécheresse sont très différents suivant la nature du sol; d'autres plantes, au contraire, végètent mieux dans les sols très secs. D'autre part, la répartition géographique des plantes spontanées indique clairement que la teneur du sol en eau est un des facteurs importants qui commandent leur habitat. Enfin l'examen de la morphologie externe des espèces qui croissent dans des conditions variées de sécheresse et d'humidité montre des différences très apparentes dans la taille et le port des individus.

---

(1) Liebig, *Chimie organique appliquée à l'agriculture*, 1840 et 1855.

(2) Émery, *Rôle physique de l'eau dans la végétation*, 1865.

(3) Gélesnoff, *Quantité et répartition de l'eau dans les organes des plantes*, 1876.

(4) Dehérain, *Ann. agron.*

(5) Henri Jumelle, *Sur le développement des plantes annuelles*, 1889.

(6) Lawes et Gilbert, *Influence de la sécheresse de 1870 sur les récoltes. Ann. agron.*, t. I, pp. 251 et 551.

MM. Hellriegel (1) et Wolny (2), ayant étudié l'nfluence de différents degrés d'humidité, sont arrivés à cette conclusion qu'il existe un optimum d'humidité pour le rendement des végétaux cultivés. M. Wolny s'appliqua à déterminer, au point de vue pratique, le rôle de l'eau comparativement dans un sol fumé et dans un sol non fumé.

MM. P. Sorauer (3) et Haberlandt ont établi par des expériences que le nombre et la longueur des tiges, les dimensions des feuilles et le poids des racines sont variables suivant le degré d'humidité du sol, ce qui confirme et précise l'observation courante.

On sait en outre, par les travaux de différents auteurs (4), qu'il existe une certaine relation entre la quantité de matière sèche élaborée et le poids d'eau transpirée pendant la végétation.

Cependant cette relation est assez peu constante M. Dehérain, reprenant des expériences d'Haberlandt, a trouvé en effet que 1 kil. de substance sèche élaborée par la plante correspondait sur un sol donné à 680 kil. d'eau transpirée par la plante, et à 220 kil. d'eau seulement sur le même sol fumé. Pour saisir l'action directe de l'eau, indépendamment des faits connexes d'alimentation, il convient donc d'expérimenter sur un sol peu riche et homogène.

En dehors de ces travaux et de ces conclusions, un certain nombre de recherches ont montré l'action indirecte de l'eau sur différents phénomènes qui touchent de près à la nutrition de la plante (nitrification, solubilité des éléments minéraux, propriétés physiques du sol,... etc.).

---

(1) Hellriegel, *Crockers Centralblatt.*

(2) Leroux, *Influence de l'humidité du sol sur la végétation.* Agriculture nouvelle, 1893.

(3) P. Sorauer, *Influence de l'abondance ou du manque d'eau.* Bot. Zeit., 1878.

(4) Hellriegel, Haberlandt, Risler, Wolny, etc.

Non seulement l'eau est un dissolvant et un aliment, mais encore elle fait partie intégrante de la cellule dans des proportions déterminées; son abondance exagérée comme sa rareté déterminera un état pathologique de la plante.

Nous avons abordé l'étude expérimentale du rôle de l'eau dans la végétation avec le but de réunir et condenser les principales notions relatives au rôle physiologique de l'eau, et de préciser ce rôle par des expériences nouvelles; enfin pour étudier avec détail, en ce qui concerne la plante herbacée, les rapports intimes, jusqu'ici non étudiés, qui relient la teneur en eau aux phénomènes de physiologie générale tels que la croissance, le développement en poids, la durée et les stades végétation, l'avenir de l'espèce.

Le complément de cette étude serait naturellement d'exposer les variations morphologiques et chimiques dues à l'influence du milieu sec ou humide, mais réservant pour l'instant cette partie nous diviserons ainsi notre travail :

1. Influence de l'eau sur le développement en poids;
2. Influence de l'eau sur la croissance;
3. Influence de l'eau sur la propagation et l'avenir de l'espèce.

Dans un précédent travail (1) étudiant les différents modes d'action de l'eau sur la végétation, nous avons précisé ce qu'on devait entendre par résistance de la plante à la sécheresse, et les conséquences biologiques qui sont liées à la plus ou moins grande quantité d'eau contenue dans le sol.

Nos expériences, sur l'absorption aqueuse des racines qui croissent dans un sol sec ou dans un sol humide, nous avaient montré que la saturation d'un sol préalablement sec introduit des perturbations brusques dans la quantité d'eau absorbée par les racines.

Enfin nous sommes arrivé à cette conclusion que la transpiration de la plante est variable suivant le contenu du sol en eau. Elle est plus forte sur sol humide, mais seulement jusqu'à une certaine limite. Au delà de cet optimum, elle diminue, ce qui indique une turgescence exagérée anormale.

---

(1) Edmond Gain, *Action de l'eau du sol sur la végétation* (Revue générale de Botanique, p. 15, 1895).

Voici les principales conclusions du travail que nous venons de mentionner : la turgescence optimum varie à chaque instant de la végétation, car l'individu qui est la somme de toutes les activités cellulaires, a certainement une pérennité qui est caractérisée par une teneur en eau différente suivant le stade végétatif considéré, c'est ce que prouveront du reste les données numériques du présent mémoire.

La quantité d'eau interne nécessaire pour réaliser à chaque instant l'optimum de turgescence doit donc être variable pendant la durée de la végétation.

Nous savons, en outre, que la transpiration, la respiration, l'assimilation varient beaucoup suivant l'âge des organes. La consommation d'eau interne, soit par le fait de la transpiration, soit par le fait des synthèses organiques, sera donc très variable aussi suivant l'âge du végétal. Ainsi, suivant le stade végétatif, l'appel d'eau sera variable. Comme c'est le sol qui doit fournir cette eau, il y a sans nul doute un optimum d'humidité du sol qui varie suivant le stade de végétation. Nous donnerons, par la suite, les preuves que l'on peut apporter à l'appui de cette assertion.

L'eau qui existe abondamment dans le sol peut donc entrer en abondance dans la plante, et celle-ci n'a d'autre régulateur que l'exagération de sa transpiration. Ce phénomène étant, sans nul doute, limité, nous devons prévoir que l'eau entrée en trop grande quantité pourra nuire aux synthèses organiques. Quand ce fait se produira nous dirons que l'humidité du sol a dépassé l'optimum.

Une question assez complexe se pose donc pour la suite de ce travail :

1° Y a-t-il un optimum d'humidité du sol variable suivant les parties considérées et suivant les stades de végétation; quel est le sens de sa variation ?

2° Quelle relation y a-t-il entre la valeur absolue de l'optimum et la plus ou moins grande sécheresse des stations où l'espèce se rencontre habituellement?

3° Dans quelles limites l'humidité exagérée du sol peut-elle influer sur la teneur en eau des différentes parties de la plante?

4° Une espèce végétale, disposant de deux sols très inégalement humides, quelles seront les conséquences de cette différence sur leur accroissement en poids et sur leur croissance en général?

5° L'humidité optimum qui correspond pour l'individu a un développement maximum, correspond-elle aussi aux conditions optima pour l'espèce?

Tels sont les différents points qui feront surtout l'objet des recherches qui suivent.

PREMIÈRE PARTIE

INFLUENCE DE L'EAU DANS L'ACCROISSEMENT EN POIDS.

Dans un travail que nous avons déjà signalé, M. Jumelle a déterminé la marche générale du développement des plantes annuelles, en employant la méthode de Knop.

Pour des recherches aussi délicates, sur un sujet presque entièrement neuf, la méthode des solutions nutritives était seule possible.

Mais, une fois en possession des résultats de ces recherches, on pouvait se demander si les conditions mêmes de l'expérience (culture en solution), n'avaient pas altéré dans une certaine mesure l'évolution physiologique normale de la plante. L'eau joue, on le sait, un rôle important dans les phénomènes physiologiques. Voulant approfondir ce rôle, en comparant ce qui se passe dans deux cas extrêmes (grande humidité et grande sécheresse), les résultats, obtenus cette fois, en pleine terre, devaient en outre répondre à l'objection que nous avons signalée.

Ainsi, nous exposerons assez longuement l'étude du développement, parce que nous cherchons, non seulement à expliquer l'action de l'eau, mais aussi à donner de nouveaux documents relatifs à l'accroissement des plantes croissant dans les conditions naturelles, en sol ordinaire, expériences qui, jusqu'ici, ont été beaucoup trop délaissées. L'auteur que nous avons cité s'était surtout préoccupé du développement du poids sec. Nous ferons une part plus grande à l'étude du poids frais et à celle de la proportion centésimale d'eau en indiquant les courbes de leur variation.

Le sol employé était très favorable à ces recherches : sable de Fontainebleau additionné d'un peu de terre de jardin. Le sable, surtout mouillé, permet d'extraire assez exactement la totalité des racines des plantules, et, pendant l'âge adulte, la presque totalité des radicelles des plantes à racines peu profondes.

Il y a incontestablement, de par le fait de la culture en pleine terre, des radicelles qui ne peuvent être récoltées, d'où une certaine erreur qu'il faut chercher à éviter, mais à laquelle on ne peut pas complètement échapper.

Comme dans le cas particulier qui nous occupe, nous avions à faire des comparaisons, nous pouvons considérer que cette erreur est très diminuée ; par suite, avec de nombreuses précautions, les résultats acquis peuvent être regardés comme assez rapprochés de l'exactitude. Les cultures en pleine terre ont du reste été vérifiées par des cultures en pots qui permettaient de recueillir absolument toutes les racines.

Prise d'échantillon. — M. Jumelle, dans ses recherches, a cru devoir rapporter tous ses résultats à 1 gramme de graine sèche. « Cette méthode, dit l'auteur, donne des résultats bien plus comparables entre eux que les poids absolus des plantes et de leurs organes. »

Cette conclusion paraît, en effet, très rationnelle, mais ne doit pas certainement être exagérée.

Pour m'en rendre compte j'ai à cet effet cultivé deux lots de cinq Fèves (*Faba vulgaris*) dans deux grands pots.

Les conditions, dans chacun des pots, étant identiques, les « poids secs » obtenus devaient être proportionnels aux poids secs des graines. Je n'ai pas obtenu de chiffres proportionnels. Il faut donc admettre que ce qui commande le rendement en poids d'une plante n'est pas seulement le poids sec de la graine qui l'a produite.

Il y a cependant un fait exact, dans l'observation que les graines les *plus grosses* donnent en général des plantes plus fortes, c'est ce qu'avait trouvé M. Jumelle (1) et ce qu'à plus tard vérifié à nouveau M. Schribaux (2).

Il importe donc de prendre les graines aussi peu dissemblables que possible; mais, il se produira néanmoins des différences individuelles qui tiennent aux caractères héréditaires qu'apporte l'embryon ; souvent ces différences étouffent les autres variations dues à l'abondance plus ou moins grande des réserves de l'albumen ou des cotylédons.

Nous insistons d'autant plus sur l'importance de ces variations dues à des caractères ancestraux que nous aurons à y revenir au cours de ce travail.

Afin d'obtenir des résultats qui soient les plus comparables possibles, nous avons expérimenté de la façon suivante : Pour toutes nos expériences en pots, dans les cultures faites pour le développement des cotylédons et de l'axe hypocotylé : nous avons pris la précaution employée par M. Jumelle, mais pour les cultures en pleine terre nous y avons suppléé par une autre qui remplace avantageusement la première (3) et lui ajoute une grande précision : elle consiste à éliminer pendant les premières semaines tous les échantillons qui visiblement sont au-dessus ou au-dessous de la moyenne de la culture au point de vue du développement. On n'opère donc ainsi, par la suite, que sur des échantillons aussi comparables que possible.

Nous avons, en outre, employé le moyen suivant dans la plupart des cas :

A chaque prise on indiquait des échantillons, bien semblables à ceux qu'on prélevait, et on les destinait à la prise suivante. De cette façon on évite des erreurs dues aux différences individuelles.

---

(1) Jumelle, *loc. cit.*

(2) Schribaux, *Comptes rendus Acad. Sc.*, 1893.

(3) Il était impossible, en effet, de peser une à une, les graines nécessaires pour ensemencer plusieurs mètres carrés ; surtout lorsqu'il s'agissait de graines petites (Lin, Orge, Sarrasin, Pavot, etc.).

Cette première partie comprendra le développement comparé en sol sec et en sol humide :

1° De la racine ;

2° De la tige et des feuilles :

a. Début de la végétation (axe hypocotylé, cotylédons, tige).

b. Développement général de la partie aérienne.

3° De la tige et de la racine (rapport de leur poids);

4° De la plante entière.

Dans toutes nos expériences sur le développement en poids, nous avons expérimenté sur un sol de jardin très riche en sable calcaire de Fontainebleau. Les expériences ont été faites pendant une période de sécheresse, de sorte que les sols secs ne contenaient en eau que 3 à 6 p. 100 de leur poids. Les sols humides, au contraire, arrosés jusqu'à 6 fois par jour en contenaient de 12 à 16 p. 100.

I. — DÉVELOPPEMENT DE LA RACINE.

Nous aurons à examiner, comparativement en sol sec et en sol humide :

1° Le développement quantitatif du poids frais ;

2° Le développement quantitatif du poids sec ;

3° La teneur en eau à différentes périodes du développement, autrement dit la valeur du poids sec rapporté au poids total ;

4° La comparaison de la durée des différents stades de végétation.

Pour la racine nous donnons comme exemple la végétation du Lupin et de la Fève.

1. — **Poids frais.**

Lupinus albus L. (Lupin blanc). — Les échantillons ont toujours été pris au moins en double pour éliminer les causes d'erreur dues aux variations individuelles.

La prise d'échantillon était faite dans la matinée, tous les trois, cinq ou huit jours suivant le stade de végétation. Voici les poids frais des plantes dans les deux sols :

Poids frais. (*Lupinus albus.*)

DATES.	NOMBRE DE JOURS DE VÉGÉTATION.	EN SOL SEC.	EN SOL HUMIDE.
		grammes.	grammes.
11 mai..........	10 jours.	0,230	0,385 ?
13 —	12 —	0,485	0,502
21 —	20 —	0,732	0,905
24 —	23 —	0,890	»
28 —	27 —	0,935	1,109
1er juin..........	31 —	1,210	1,225
6 —	36 —	1,360	1,235
10 —	40 —	1,423	1,280
16 —	46 —	1,500 (M_1)	1,349
20 —	50 —	0,995 (*m*)	1,395 (M'_1)
23 —	53 —	1,020	1,200 (*m*)
30 —	60 —	1,090	1,540
5 juillet........	65 —	1,575 (M_2)	1,855
8 —	68 —	1,468	1,915
13 —	73 —	1,275	2,140 (M'_2)
19 —	79 —	0,975	2,115
24 —	84 — Récolte.	0,595	1,847

On constate dans ce tableau, une accélération dans l'accroissement de la *racine*, dès le début du développement. Au point de vue de la valeur maximum on trouve que la racine se développe davantage en sol humide, dans le rapport :

$$\frac{H}{S} = \frac{2.140}{1.575}, \text{ soit environ les } \frac{13}{10}.$$

Ce chiffre n'est évidemment pas un chiffre invariable, mais il représente 9 cas sur 10 environ. Le cas aberrant est plutôt voisin de l'unité.

Nous donnons ci-après (fig. 1) les courbes du développement du poids frais pour les plantes de sol sec et les plantes de sol humide. Elles sont construites avec les chiffres ci-dessus.

L'examen de la courbe précédente permet de constater que la racine a sensiblement le même développement en poids, dans les deux sols, jusqu'à la floraison qui apparaît des deux côtés en même temps le 15 juin.

Mais, comme l'ont constaté depuis longtemps les auteurs, et notamment Sénebier, la floraison est une période de crise pour la plante qui, à ce stade, a besoin d'une certaine quantité d'eau et bénéficie d'un arrosage.

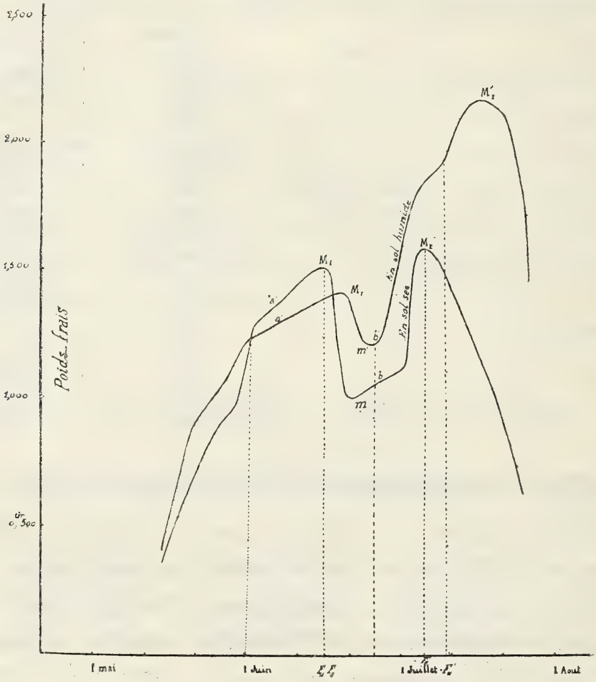


Fig. 1. — *Lupinus albus*. — Poids frais de la racine; F_H, F'_H, floraison en sol humide; F_S, F'_S, floraison en sol sec.

La courbe indique un affaiblissement beaucoup mieux caractérisé en sol sec. La plante de sol humide, au contraire, ne subit qu'une diminution de poids courte en durée (du 21 au 29 juin). En sol sec, cette même période dure, en effet, du 16 juin au 5 juillet. La diminution du poids frais est de 505 milligrammes, soit 1/3 du poids de la racine en sol sec; elle n'est que de 195 milligrammes, soit 1/6 du poids de la racine en sol humide.

Deux autres différences sont encore plus importantes. L'affaiblissement est suivi d'un rapide accroissement qui élève le poids de la racine jusqu'à un second maximum M'_2 qui est les 11/7 du premier maximum préfloral M'_1. En sol sec le second maximum M_2 est sensiblement égal au premier M_1.

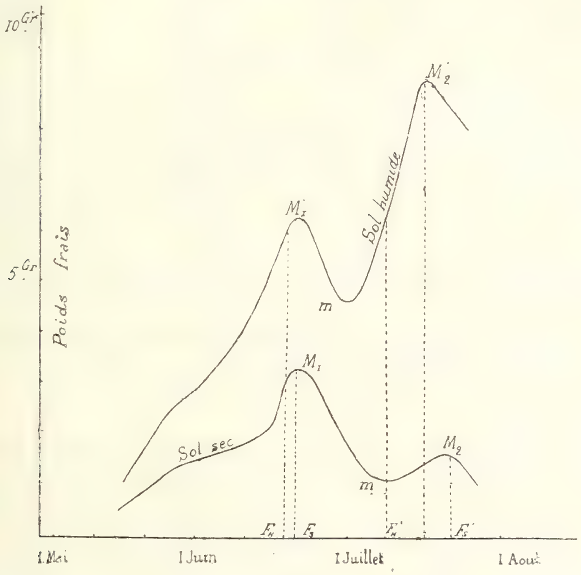


Fig. 2. — *Faba vulgaris.* — Poids frais de la racine ; F_S, F'_S, et F_H, F'_H, floraison en sol sec et en sol humide ; *m*, affaiblissement floral.

De plus, le second maximum une fois atteint, la période de dessiccation pour la plante commence bientôt, et s'accentue rapidement. Or, tandis que le maximum M_2 est atteint le 5 juillet, M'_2 n'arrive que le 14 juillet pour la plante de sol humide. On peut donc conclure d'une façon générale, que :

La racine, dans un sol humide, après la floraison, bénéficie de la présence de l'eau, puisqu'elle conserve une plus grande vigueur et prolonge sa période de croissance.

Faba vulgaris Mœnch (Fève). — La végétation de la Fève offre exactement les mêmes phénomènes que celle du Lupin ; les conclusions y sont plus accentuées encore, ainsi qu'on peut le voir dans le tableau et les courbes qui suivent (fig. 2).

Poids frais (1). (*Faba vulgaris*).

DATES.	NOMBRE DE JOURS DE VÉGÉTATION.	SOL SEC.	SOL HUMIDE.
		grammes.	grammes.
15 mai.........	14 jours.	0,065	0,107
25 —	24 —	1,250	2,400
5 juin.........	35 —	1,600	3,480
10 —	40 —	1,800	4,090
16 —	46 —	2,100	5,030
20 —	50 —	3,315 (M_1)	6,335 (M'_1)
25 —	55 —	2,400	5,401
30 —	60 —	1,520	4,605 (*m*)
6 juillet........	66 —	1,160 (*m*)	5,580
13 —	73 —	1,210	8,820 (M'_2)
19 —	79 —	1,620 (M_2)	8,550
24 —	84 —	0,715	7,810

Dans le *Faba vulgaris* le développement de la racine est très accéléré en sol humide de sorte que M'_1 est beaucoup plus grand que M_1.

L'affaiblissement floral (2), encore plus accentué en sol sec, est suivi d'un rapide accroissement en sol humide, tandis que la plante du sol sec se relève à peine vers un second maximum qui est plus petit que le premier. Comme la fructification exige toujours une certaine quantité d'eau (3), la plante S se trouve dans de très mauvaises conditions pour fructifier ; la racine vient en effet de perdre la majeure partie de son eau, va se déssécher rapidement, et par suite ne pourra plus absorber dans le sol les liquides nécessaires à la continuation de la

---

(1) Les chiffres de ce tableau sont relatifs à la culture qui a donné les résultats les plus accentués. Dans la nature l'affaiblissement est ordinairement moindre.

(2) Pour calculer l'affaiblissement floral, on fait l'opération suivante :

$$M_1 - m = \text{affaiblissement},$$

soit en fonction de M_1, affaiblissement $= \frac{M_1 - m}{M_1}$. On a ainsi pour *Faba vulgaris* $M_1 = 3{,}315$ $m = 1{,}160$. D'où A. fl. $= \frac{3{,}315 - 1{,}160}{3{,}315} = 0{,}65$.

(3) Pour abréger la rédaction nous emploierons désormais la notation S pour désigner la plante de sol sec et la notation H pour indiquer celle qui a végété sur un sol humide.

végétation. Les chiffres suivants expriment les variations de ces phénomènes :

Faba vulgaris Mœnch.

SOL SEC.	SOL HUMIDE.
Durée F_1F_2 = 30 jours (20 juin-20 juil.)	Durée $F'_1F'_2$ = 20 jours (17 juin-7 juil.)
Affaiblissement floral (1) = 0,65 de M_1.	Affaiblissement floral = 0,27 de M'_1.
Valeur de M_2 = 0,48 de M_1.	Valeur de M'_2 = 1,29 de M'_1.

Lupinus albus L.

SOL SEC.	SOL HUMIDE.
Durée F_1F_2 = 19 jours (16 juin-5 juil.).	Durée de $F'_1F'_2$ = 8 jours (21-29 juin).
Affaiblissement floral = 0,33 de M_1.	Affaiblissement floral = 0,13 de M'_1.
Valeur de M_2 = 1,005 de M_1.	Valeur de M'_2 = 1,53 de M'_1.

2. — **Poids sec.**

Le tableau suivant, qui a servi à construire la courbe qui y est annexée (fig. 3), montre immédiatement que le poids sec reste, pendant tout le temps de la végétation, plus petit en S qu'en H.

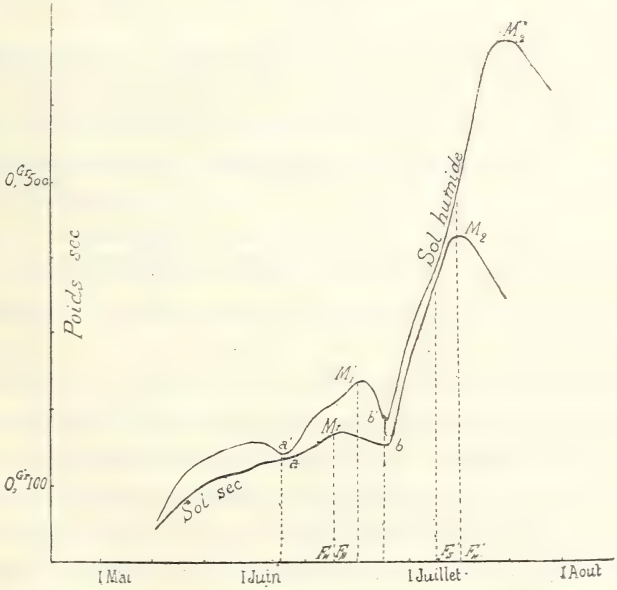


Fig. 3. — *Lupinus albus.* — Poids sec de la racine.

Poids sec (Racine). (*Lupinus albus* L.)

DATES.	NOMBRE de JOURS de VÉGÉTATION.	EN SOL SEC.			EN SOL HUMIDE.		
		Poids sec.	Poids sec 0/0 du poids frais.	Eau 0/0 du poids frais.	Poids sec.	Poids sec 0/0 du poids frais.	Eau 0/0 du poids frais.
		gr.			gr.		
11 mai.	10 jours.	0,042	18,26	81,74	0,060	15,78	84,22
13 —	12 —	0,082	16,91	83,09	0,078	15,59	84,41
21 —	20 —	0,101	13,79	86,21	0,137	15,13	84,87
24 —	23 —	0,119	13,41	86,59	»	»	»
28 —	27 —	0,120	12,83	87,17	0,149	13,43	86,57
1er juin.	31 —	0,147	12,14	89,51	0,156	12,73	87,27
6 —	36 —	»	»	90,23	0,136	11,05	88,95
10 —	40 —	0,151	10,58	89,42	0,192	15,01	84,99
16 —	46 —	0,175	11,66	88,34	0,221	16,38	83,62
20 —	50 —	0,170	17,08	82,92	0,240	17,20	82,80
23 —	53 —	0,147	14,41	85,59	0,180	15,00	85 »
30 —	60 —	0,280	25,68	74,32	0,297	19,28	80,72
5 juillet.	65 —	0,368	25,93	74,07	0,388	20,91	79,09
8 —	68 —	0,430	29,35	70,65	0,479	25,02	74,98
13 —	73 —	0,403	31,64	68,36	0,670	31,94	68,06
19 —	79 —	0,340	34,87	65,13	0,680	32,15	67,85
24 —	84 — Récolte.	0,330	55,63	44,37	0,640	34,65	65,35

La courbe du poids frais nous avait indiqué un moment (*a*) où la racine pesait un peu plus en sol sec qu'en sol humide. Sur la courbe du poids sec, le point (*a*) (*a'*) qui est indiqué par un rapprochement des deux courbes indique que le contenu centésimal en eau est moindre en sol humide qu'en sol sec. Nous reviendrons sur cette remarque dans le paragraphe suivant.

A partir de ce moment on voit le poids sec augmenter dans les deux cas, mais plus rapidement en H qu'en S.

Quand la floraison arrive en S, l'affaiblissement se traduit par une chute rapide du poids frais. Selon toute vraisemblance, ce fait dénote une activité énorme des phénomènes respiratoires comme l'a indiqué M. Jumelle, de sorte que, pour combler les pertes de la tige, une migration se fait de la racine vers le haut de la plante. A cause de l'abaissement subit du contenu en eau, cette migration ne s'opère sans doute qu'avec difficulté, car on voit le poids sec de la racine diminuer lentement (15-25 juin). Cette diminution coïncide du reste avec l'apparition des premières fleurs. Vers le début de la fructification, fin de la floraison, quand le poids frais remonte vers un second maximum, le *poids sec* s'accroît rapidement. Du 3 au 7 juillet le poids frais a atteint M_2, et en ce moment le poids sec atteint aussi son maximum.

A partir de ce moment les rapports de la plante S avec le sol sont terminés. Des migrations vont continuer vers les fruits qui resteront petits, car la dessiccation rapide (15-25 juillet) arrête le déplacement des principes immédiats.

En sol humide, au contraire, nous avions vu le poids frais augmenter après le début de la floraison. Il en est de même du poids sec. Mais dans les deux cas la chute du poids frais entraîne celle du poids sec (15 juin en S, et 20 juin en H).

La perte de poids sec est beaucoup plus importante en H. La plante H est plus normale à ce moment et grâce à sa vigueur générale ne souffre pas de la perte qui atteint son maximum vers le 25 juin (*b b'*). Le poids sec augmente ensuite aussi rapidement en H qu'en S, et se continue beaucoup plus longtemps, de sorte que la racine de la plante gagne en poids sec, aussi longtemps qu'elle gagne en poids frais, c'est-à-dire jusqu'au 18 juillet environ.

3. — **Proportion centésimale d'eau et de poids sec.**

Les courbes séparées du poids frais et du poids sec ne mettent pas en lumière un certain nombre de différences intéressantes qui, au contraire, sont évidentes en construisant la courbe qui exprime pour chaque moment la proportion centésimale d'eau et de poids sec.

Au début de la végétation, la racine primaire peu ramifiée est semblable dans les deux cas ; bientôt celle de sol sec gagne moins rapidement en eau que celle de sol humide, de sorte que sa teneur en eau est inférieure, et par suite son poids sec centésimal est plus élevé. On peut le constater par les chiffres suivants obtenus dans plusieurs cultures faites à quelques jours d'intervalle :

ESPÈCES VÉGÉTALES.	NOMBRE DE		SOL SEC.				SOL HUMIDE.			
			POIDS FRAIS.		POIDS SEC.		POIDS FRAIS.		POIDS SEC.	
	Plantules.	Jours de végétation.	Absolu.	Eau %	Absolu.	%	Absolu.	Eau %	Absolu.	%
			gr.		gr.		gr.		gr.	
Lupinus albus L.	1	10 j.	0,208	87,5	0,026	12,5	0,319	89,97	0,032	10,03
Phaseolus vulgaris L.	1	10	1,375	83,28	0,230	16,72	1,995	87,37	0,252	12,63
Linum usitatissimum L.	10	24	0,150	74,00	0,039	26,00	0,535	85,42	0,078	14,58
Cannabis sativa L.	3	24	0,100	72,00	0,028	28,00	0,420	78,58	0,090	21,42
Lupinus albus L.	1	13	0,485	89,30	0,082	16,91	0,502	84,41	0,078	15,59
Pisum sativum L.	1	24	0,100	79,5	0,025	20,5	0,455	84,72	0,070	15,38
Faba vulgaris Mœnch.	1	46	2,100	80,72	0,405	19,28	5,030	88,28	0,590	11,72

En somme, la racine de la plante est toujours moins aqueuse en sol sec pendant la première partie de la végétation, ce qui était facile à prévoir. Sous l'influence du sol très sec la croissance des parties aériennes est cependant arrêtée ou du moins très ralentie ; les feuilles, au contraire, s'épanouissent largement en sol humide de sorte que les synthèses organiques sont bien plus actives en H.

On peut même ajouter que ce gain « se capitalise », puisqu'il concourt à former de nouvelles feuilles qui, elles aussi, travaillent à augmenter le poids sec en assimilant le carbone.

Ainsi se trouve expliqué l'accroissement considérable du *poids sec* de la plante de sol humide, de sorte que ce gain élève rapidement la proportion centésimale du poids sec (Voyez (fig. 3), la courbe du poids sec, 20-25 mai).

Pendant ce temps, la plante de sol sec gagne en eau en suivant le cours de son évolution, mais ne peut pas gagner beaucoup en poids sec, puisque les feuilles manquent pour élaborer les substances organiques. D'un autre côté l'absence même des feuilles, ou du moins leur petit nombre, empêche la plante de transpirer comme elle le ferait à ce stade de son développement, si elle était bien feuillée.

Ainsi, d'une part, diminution du gain en poids sec, et d'autre part, ralentissement dans la transpiration; ces deux phénomènes concourent ensemble à maintenir dans la plante S un taux centésimal d'eau supérieur à ce même taux en H.

La courbe, construite avec les chiffres du tableau, exprime clairement, pour le Lupin, cet abaissement rapide du taux centésimal du poids sec, abaissement qui tombe d'un chiffre très élevé, 18,26 p. 100, à un chiffre très inférieur, 10,50 p. 100; tandis qu'en H l'écart est moins considérable; d'une part parce que le contenu aqueux était préalablement plus grand, et en outre parce que l'élaboration rapide du poids sec maintient dans la plante une forte proportion de substance sèche.

Il y a donc une période du développement (18 mai-20 juin), où la plante S avait proportionnellement plus d'eau que la plante H. Ce fait, qui au premier abord peut surprendre, s'explique par les raisons que nous venons de donner. L'examen des cultures indiquait du reste, au point de vue de la croissance, une période de repos et d'arrêt du 15^e^ au 30^e^ jour de végétation en S; et, au contraire, un développement rapide des nouvelles feuilles en H. Au point de vue de la morphologie externe, c'est pendant cette période qu'on observait entre les deux cultures les différences les plus apparentes.

Il ne faut pas oublier que, avant cette augmentation de la teneur en eau, la composition des deux plantes était très différente : la racine renfermait, en H, 1/5 d'eau en plus qu'en S. Peut-être cet abaissement ne peut-il pas toujours aboutir à faire croiser les deux courbes comme on peut le voir par les chiffres du tableau; mais, ce qui doit être très général dans la plupart des plantes, c'est un abaissement du poids sec beaucoup plus fort en S qu'en H. De sorte que, quelques jours avant la floraison, la teneur centésimale en eau doit être toujours très voisine dans les racines des plantes des deux sols.

4. — Durée des différents stades de végétation.

La végétation de la racine, comme on a pu déjà le pressentir par les chiffres obtenus, est intimement liée à la végétation de la partie aérienne.

On voit en effet la feuillaison, la floraison et la fructification produire dans la racine : 1° les variations de la composition centésimale ; 2° les variations dans la vitesse et l'étendue de l'accroissement du poids frais et du poids sec.

Les auteurs admettent généralement que la vie de la racine est surtout importante pendant la première période de la végétation (1); je crois devoir insister sur ce fait que presque toujours l'arrêt de la végétation dans les plantes de sol coïncide avec la dessiccation de la racine; je considère cette dessiccation comme la cause déterminante de l'arrêt de végétation, et des expériences précises me permettent de l'affirmer.

Expérience n° 1. — Des Lupins (*Lupinus albus*) ont été semés le 14 mai en sol sec et sol humide, on a attendu le stade où le poids frais de la racine a atteint (18 juillet) son maximum M_2; huit jours après, la moitié du lot a été arrosé; les racines, en retrouvant l'eau, ont permis le développement de plusieurs feuilles au sommet de la plante.

Ainsi, le sécheresse pendant toute la végétation n'avait pas pour effet de terminer rapidement le cycle évolutif de la plante, et comme contre-coup de dessécher ensuite la racine. C'est, au contraire, à la suite de la dessiccation de la racine que la partie aérienne terminait son évolution; il a suffi de rendre la vie à la racine, en relevant sa proportion d'eau, pour rendre en même temps à la tige une nouvelle croissance.

Expérience n° 2. — Des Fèves (*Faba vulgaris*), ayant été cultivées dans les mêmes conditions, j'ai pu obtenir, non seulement de nouvelles feuilles, mais aussi des fleurs de 2^e^ floraison. Les feuilles obtenues en rendant l'eau à la racine étaient du reste plus larges que les feuilles maxima que le pied avait produit jusque-là.

Ces expériences, jointes aux résultats indiqués par la courbe du poids frais, permettent donc de conclure *que la racine en se desséchant, en sol sec, arrête hâtivement la vitalité de la plante entière.*

---

(1) Dehérain, *Chimie agricole*, p. 306. — Dehérain et Bréal, *Maturation de quelques plantes herbacées*. An. agron., t. VII.

On peut constater que les variations dans le poids frais sont plus accentuées en sol sec. Les variations dans le poids sec le sont au contraire davantage en sol humide. On peut l'expliquer, d'une façon très logique, en considérant que la croissance, ainsi que nous le dirons plus loin, est beaucoup plus active en sol humide.

La partie aérienne, recevant l'eau en abondance, ne fait que rarement diminuer le contenu en eau de la racine, qui ainsi reste capable de fonctionner.

En sol sec, au contraire, l'appel d'eau produit cette diminution considérable dans le poids frais qui aboutit parfois à la dessiccation de la racine, dessiccation dont l'effet est d'arrêter complètement la végétation. Faute d'eau venant de la racine, l'augmentation du poids sec cesse.

M. Dehérain (1) trouve que, après la floraison, les plantes peuvent être divisées en trois catégories :

1° Les plantes qui diminuent de poids aussitôt après la floraison, et qui éprouvent un dépérissement graduel jusqu'à la mort ;

2° Les plantes qui éprouvent un affaiblissement traduit par la diminution de la matière sèche, mais qui conservent pendant la maturation assez de vigueur pour une recrudescence de végétation ;

3° Les plantes qui continuent à augmenter de poids pendant qu'elles mûrissent leurs graines.

Ce que nous avons dit plus haut de la racine, montre que la plante peut, suivant la quantité d'eau dont elle dispose, appartenir à l'un de ces trois groupes.

La Fève, par exemple, voit en sol sec sa racine dépérir après la floraison, comme il est dit des plantes du premier groupe. En sol humide, au contraire, cette plante peut être rangée dans le troisième et le deuxième groupe.

---

(1) *Annales agronomiques*, 1881.

Il est donc fort probable qu'une classification des plantes à cet égard, n'indique rien dans la plupart des cas.

Ce sont les conditions extérieures telles que l'humidité combinée à la chaleur et à la lumière qui doivent influer sur la durée de la dernière période du développement. Nos expériences, du moins, sont en faveur de cette conception.

La racine paraît jouer un rôle régulateur dans la teneur en eau de la partie aérienne. Le taux centésimal du poids sec tend-il à l'élever trop fort, la racine fournit son eau propre qui émigre vers les parties supérieures pour rétablir le taux normal centésimal d'eau. Il s'ensuit que, si le sol est trop sec, la racine ne peut pas combler son déficit en eau; la proportion centésimale du contenu en eau diminue alors dans la racine.

Ce rôle est surtout important au moment de la floraison, ce qu'indique la courbe du poids frais, où l'on voit la perte en eau et en poids sec diminuer le poids frais d'un tiers. Si l'on considère la perte du poids sec qui se produit à la floraison, on voit que cette perte est minime pour la plante S : elle n'atteint pas 100 milligrammes. Or, pour la même plante, l'affaiblissement floral de la racine est de 500 milligrammes environ, soit plus de 400 milligrammes à mettre sur le compte de la perte en eau par migration.

Ce raisonnement est d'autant plus sûrement applicable, que les deux tableaux de chiffres, qui ont servi à construire les courbes, sont relatifs aux mêmes échantillons pour chaque date considérée.

II. — DÉVELOPPEMENT DE LA TIGE ET DES FEUILLES.

1° — DÉBUT DE LA VÉGÉTATION.

Avant d'aborder le développement général de la partie aérienne de la plante, nous devons examiner séparément les phénomènes qui marquent le début de la végétation. Pour suivre, avec plus d'exactitude, les variations faibles qui caractérisent le développement des *cotylédons*, de l'*axe hypocotylé* et de la *tige feuillée épicotylée*, nous avons fait, en dehors des cultures en plein champ, différentes cultures en pots. C'est une de ces dernières cultures qui nous servira à établir les différences observées.

Voici le détail de ces expériences :

Dans un même paquet de graines on a pris deux fois soixante graines. Ces échantillons ont été choisis aussi comparables extérieurement que possible. En les faisant passer successivement sur le plateau d'une balance, on s'est assuré que toutes pesaient de $0^{gr},378$ à $0^{gr},390$. L'ensemble de chaque lot pesait $23^{gr},025$ environ, soit une moyenne de $0^{gr},383$ par graine.

Mises à gonfler le 25 mai au matin, ces graines ont été semées dans quatre pots contenant 24 kilogrammes de terre. Après le gonflement, les graines pesaient en moyenne $0^{gr},870$. La terre était saturée et entretenue à saturation pour le sol humide. Le sol sec, arrosé assez pour permettre la levée et l'enracinement, a ensuite été abandonné à lui-même.

Après l'expérience, le 15 juillet, en dosant l'humidité, on a trouvé :

En sol humide = 19 p. 100 d'eau.
En sol sec = 3 — —

Les pots étaient placés dans une serre bien éclairée de tous les côtés pour éviter le phototropisme.

Le 1^er^ juin, les cotylédons étaient sortis de terre depuis deux jours, les téguments n'étaient pas tombés ; on a commencé les observations et les prises d'échantillons.

On a éliminé, de la culture, les graines qui étaient en avance ou en retard sur la moyenne, celle-ci étant, du reste, très régulière.

Comme à chaque prise on a marqué les échantillons bien semblables destinés à la prise suivante, il a été possible ainsi, même avec le Lupin, d'obtenir des résultats précis.

Déjà, au 1^er^ juin, l'influence du sol très humide s'était manifestée, car deux échantillons pesaient comparativement :

	En sol sec.	En sol humide.
Racine	0gr,125	0gr,192
Axe hypocotylé	0 ,122	0 ,285
Cotylédons	0 ,628	0 ,675
Tige	0 ,015	0 ,019
Total	0 ,890	1 ,171

La prise, chaque jour, était faite en double pour annuler immédiatement les échantillons qui ne se développaient pas normalement.

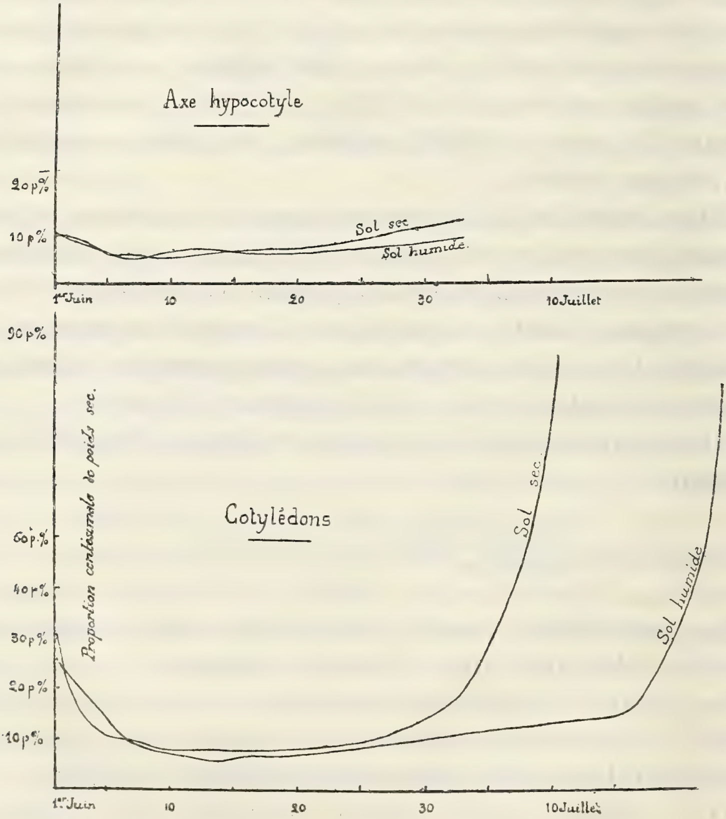


Fig. 4 et 5. — *Lupinus albus.* — Courbes de la proportion centésimale de poids sec dans les cotylédons et dans l'axe hypocotylé.

Les tableaux pages 90 et 91 donnent les résultats numériques qui ont permis de construire les courbes (fig. 4, 5, 6) relatives au début de la végétation (poids frais, poids sec, proportion centésimale de poids sec).

Axe hypocotylé. — On peut remarquer, par les chiffres cités, pour le poids des plantules au 1er juin, que la différence la plus importante provient de l'axe hypocotylé. C'est, en effet, cet organe qui, de prime abord, est le plus influencé par l'humidité du sol. Sa croissance est accélérée, aussi se termine-t-elle plus tôt en H qu'en S. Le maximum du poids frais arrive du 6 au 8 juin en H et du 9 au 10 en S.

En sol sec l'accroissement est plus lent, dure plus longtemps et arrive presque à un poids égal ; il est cependant un peu supérieur en sol humide. La nécessité de produire la germination oblige, comme nous l'avons dit, à humecter suffisamment le sol au début de l'expérience. Ce sol n'est donc pas encore desséché ; aussi, la plante n'y souffre pas de la sécheresse proprement dite. Les différences observées n'en doivent pas moins être mises sur le compte des taux d'humidité différents.

Quinze jours après le semis, l'axe hypocotylé a atteint le maximum de son poids. Le poids frais diminue, ensuite remonte un peu, puis reste stationnaire pendant le reste de la végétation ; la croissance en longueur de cet organe et son accroissement sont terminés, il subira seulement une légère augmentation en largeur. L'axe hypocotylé ne sera plus qu'un intermédiaire entre la racine et la tige. Notons cependant que, vers la fin de la végétation, après la floraison, la dessiccation de l'axe hypocotylé est rapide en sol sec, et prélude à la mort de la plante. En sol humide, sa dessiccation est plus lente et n'arrive souvent qu'après la chute des feuilles.

Le poids sec de l'axe hypocotylé s'accroît comme son poids frais, il atteint son maximum en même temps que lui, puis reste stationnaire.

Cotylédons. — On sait que les cotylédons perdent à la fois de la substance sèche par migrations et par transformations chimiques, et en gagnent, en même temps, par l'assimilation (1). La résultante de ces phénomènes est intéressante (fig. 6).

Le poids frais augmente jusqu'à un maximum; pendant cette période les cotylédons s'accroissent en largeur et en épaisseur; puis le poids frais diminue, et reste ensuite stationnaire quand l'organe est desséché et prêt à tomber. En sol sec et en sol humide les différences sont importantes.

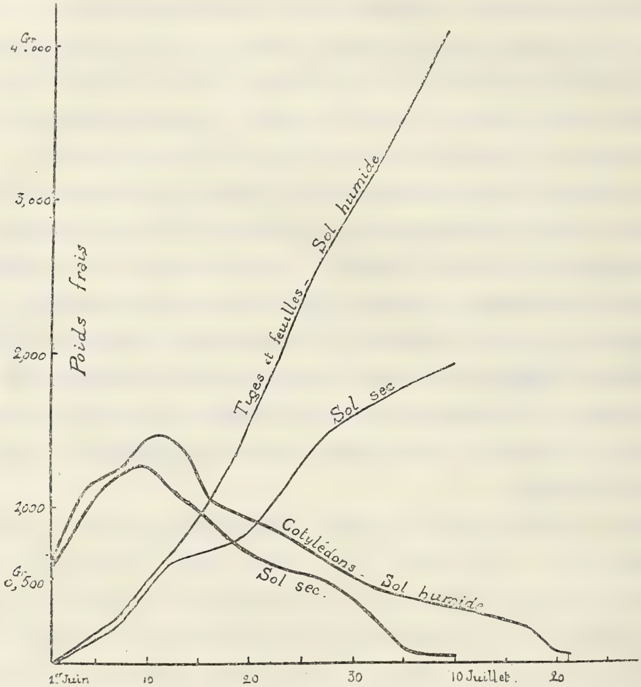


Fig. 6. — *Lupinus albus.* — Début de la végétation. Poids frais des cotylédons et des parties épicotylées.

Le maximum est beaucoup plus élevé en sol humide. Pour des cotylédons charnus et verts comme ceux du Lupin, on peut dire qu'ils subissent une évolution analogue à celle des feuilles.

---

(1) Jumelle, *loc. cit.*

Leur croissance y dure plus longtemps, les dimensions et le poids sont plus grands.

La dessiccation des cotylédons est plus rapide en S, aussi cessent-ils bientôt d'être utiles à la plante. Si l'on suit l'évolution du poids sec, on voit qu'il diminue régulièrement en S et en H, mais un peu plus vite en S, surtout au début; vingt-cinq jours après le semis (20 juin), leur poids sec est égal dans les deux cas. Ensuite, tandis qu'en S les cotylédons diminuent vite de poids frais, jaunissent et cessent de fonctionner dès le 30 juin, en H au contraire, les cotylédons conservent un poids frais bien supérieur, ne se dessèchent pas, restent verts et turgescents, capables d'assimiler et remplissent absolument le rôle d'une feuille. Cette différence s'explique très bien quand on examine la courbe de la proportion centésimale du poids sec; on voit la vie des cotylédons abrégée en sol sec, par suite de la perte d'eau. Cette courbe, établit en outre cette relation, que l'augmentation du poids frais est due uniquement à l'entrée de l'eau, puisque le poids sec va sans cesse en diminuant. Le minimum, de la diminution de la proportion de poids sec, est atteint deux jours après le maximum du poids frais : le 10 ou 11 en S et le 14 en H.

Dans tous les cas, à ce moment, alors que les cotylédons sont bien vivants dans les deux sols, la différence de la teneur en eau interne est très faible et atteint seulement 1 à 2 p. 100 (fig. 5).

Nous aurons aussi à faire cette remarque pour la tige et les feuilles : Si une plante pousse dans un sol sursaturé, elle ne prend, dans chacun de ses organes, qu'une faible proportion d'eau en plus de ce qu'elle prendrait si elle était dans un sol très sec, à ce stade de sa végétation.

Cela indique combien la transpiration devra être différente dans les deux cas.

Pendant le développement des cotylédons et de l'axe hypocotylé, il n'est pas rare de voir un balancement entre le poids de ces deux organes, de sorte que, si une plante a

DATES.	AXE HYPOCOTYLÉ.								COTYLÉDONS.							
	SOL SEC.				SOL HUMIDE.				SOL SEC.				SOL HUMIDE.			
	Poids frais.	Poids sec.	Poids sec. 0/0	Eau 0/0	Poids frais.	Poids sec.	Poids sec. 0/0	Eau 0/0	Poids frais.	Poids sec.	Poids sec. 0/0	Eau 0/0	Poids frais.	Poids sec.	Poids sec. 0/0	Eau 0/0
	mmgr.	mmgr.			mmgr.	mmgr.			mmgr.	mmgr.			mmgr.	mmgr.		
1er juin	122	11	9,01	90,99	285	26	9,12	90,88	628	195	31,05	68,95	675	179	26,51	73,49
2 —	325	30	9,23	90,77	365	32	8,76	91,24	800	185	23,12	76,38	812	189	23,30	76,70
5 —	687	38	5,53	94,47	681	41	6,02	93,98	1091	126	11,54	88,46	1175	174	14,80	85,2
7 —	752	43	5,73	94,27	1155	51	4,41	95,59	1213	122	10.88	89,12	1178	108	9,16	90,84
9 —	1125	54	4,80	95,20	1080	55	5,10	94,90	1270	95	7,48	92,52	1335	102	7,64	92,36
12 —	1010	52	5,20	94,8	950	56	5,89	94,11	1125	90	8,00	92,00	1475	98	6,64	93,36
14 —	»	»	»	»	»	»	»	»	1038	81	7,80	92,20	1330	77	5,78	94,22
16 —	870	52	6,00	94,00	900	53	5,88	94,12	930	70	7,52	92,48	1017	68	6,68	93,32
19 —	737	45	6,10	93,90	895	49	5,47	94,53	750	57	7,60	92,4	948	62	6,54	93,46
27 —	530	51	9,62	90,36	610	47	7,70	92,30	535	57	10,65	89,35	680	58	8,52	91,43
3 juill.	570	67	11,75	88,25	720	67	9,30	90,70	240	42	17,50	82,50	445	47	10,55	89,40
10 —	632				547				47	40	85,10	14,90	355	46	12,95	87,05
17 —													260	42	16,15	83,85
20 —													85	40	47,05	52,95
21 —													50	40	80,00	20,00
									Tombés le 10 et flétris le 5 juill.				Flétris le 17, tombés le 21.			

DATES.	TIGE ET FEUILLES.								OBSERVATIONS SUR LA MARCHE DE LA VÉGÉTATION.
	SOL SEC.				SOL HUMIDE.				
	Poids frais.	Poids sec.	Poids sec. 0/0	Eau 0/0	Poids frais.	Poids sec.	Poids sec. 0/0	Eau 0/0	
	mmgr.	mmgr.			mmgr.	mmgr.			
1er juin.	15	»	»	»	20	»	»	»	Tégument de la graine fendu et encore adhérent.
2 —	40	»	»	»	49	»	»	»	Tégument tombé.
5 —	166	19	11,44	88,56	200	16	8,25	91,75	1 feuille, en S et en H.
7 —	276	32	11,59	88,41	218	25	11,46	88,54	1 feuille.
9 —	412	45	10,92	89,08	338	33	9,76	90,24	2 feuilles.
12 —	630	68	10,79	89,21	665	67	10,07	89,93	3 feuilles.
14 —	670	68	10,14	89,86	710	63	8,87	91,13	3 feuilles.
16 —	»	»	»	»	795	74	9,30	90,7	4 feuilles.
19 —	787	81	10,29	89,71	1310	113	8,62	91,38	En S = 4 feuilles. En H = 5 feuilles.
27 —	1495	175	11,70	88,30	2635	233	8,84	91,16	En S = 6 feuilles. En H = 7 feuilles.
3 juillet.	1660	294	15,07	84,93	3210	319	9,93	90,07	En S = 7 feuilles. En H = 9 feuilles.
10 —	1835	»	»	»	4115	»	»	»	En S = 9 feuilles. En H = 12 feuilles.
17 —	»	»	»	»	»	»	»	»	
20 —	»	»	»	»	»	»	»	»	
21 —	»	»	»	»	»	»	»	»	

les cotylédons peu développés, l'axe hypocotylé est très développé. Ce fait, établi par d'autres auteurs, je l'ai constaté bien des fois. Il existe du reste un autre moyen de le vérifier : il suffit de constater, sur les courbes, l'analogie complète des variations du poids frais et de la proportion centésimale de poids sec (fig. 4, 5, 6) dans ces organes. Du 1er au 15 juin, le poids sec des cotylédons diminue, mais au profit du poids sec de l'axe. Après cette période le sort des deux organes est encore lié intimement, car la proportion de poids sec y est la même pendant deux semaines et plus, jusqu'à la dessiccation des cotylédons.

Partie épicotylée. — Nous avons vu que l'humidité agissait, surtout au début, sur la croissance de l'axe hypocotylé, le fait se vérifie, jusqu'à la fin de cette croissance. Le 12 juin les parties épicotylées sont sensiblement semblables dans les deux sols, car elles pèsent :

En sol sec....................	0gr,630
En sol humide	0gr,665

Quand l'axe hypocotylé a terminé sa croissance intercalaire, c'est alors sur l'accroissement terminal de la tige que l'humidité du sol exerce son action.

On voit le poids frais et le poids sec différer de plus en plus et les courbes accentuent leur angle de divergence.

Dans cette étude, relative au Lupin, nous avons donc mis en évidence les principaux faits suivants :

1° L'action de l'humidité du sol retentit d'abord sur l'accroissement intercalaire de l'axe hypocotylé, puis sur l'accroissement terminal de la tige.

2° Les cotylédons s'accroissent plus longtemps en sol humide et atteignent un poids plus élevé.

3° Leur chute est beaucoup plus précoce en sol sec. En sol humide ils continuent plus longtemps à assimiler et ne tombent que tardivement, quelquefois après la floraison ; dans ce cas ils jouent le rôle de feuilles.

Ces faits sont applicables aux autres plantes étudiées. Ces trois conclusions ont été constatées notamment pour

Polygonum Fagopyrum L.
Cannabis sativa L.
Linum usitatissimum L.

L'examen des échantillons, prélevés dans les cultures en pleine terre permet, en effet, de constater l'allongement exagéré de l'axe hypocotylé alors que la tige attend, pour bénéficier de l'action de l'humidité, que l'axe hypocotylé ait terminé sa croissance, ou à peu près. Le fait peut donc être considéré comme général.

Les conclusions relatives aux cotylédons exigeaient des expériences de vérification sur des cotylédons hypogés. Elles ont été faites sur *Pisum sativum*, *Triticum vulgare*, *Faba vulgaris*, *Phaseolus vulgaris* et *Hordeum vulgare*.

Nous relevons seulement quelques chiffres obtenus au moyens du Pois.

Les expériences ont été faites à la fois en pots et en pleine terre.

Expérience en pleine terre (semis le 1er mai).

DATES.	POIDS MOYEN DE DEUX COTYLÉDONS.					
	EN SOL SEC.			EN SOL HUMIDE.		
	Poids frais.	Poids sec.	Poids sec. °/o	Poids frais.	Poids sec.	Poids sec. °/o
11 mai	112.5	12.5	10.2	186.8	19	10.1
13 mai	70	11.0	15.7	165	19	11.5
17 mai	55	8.5	15.4	95	11	11.5

Ces chiffres ont été obtenus en prenant la moyenne arithmétique du poids des six cotylédons de trois plantes de chaque sol.

Le tégument de la graine doit être enlevé pour que les pesées soient exactes relativement à la digestion des réserves. En général, dans les sols secs, il semble y avoir une protection très efficace des réserves par l'enveloppe tégumentaire : celle-ci reste accolée et adhérente beaucoup plus longtemps que dans les sols humides ou le tégument tombe de bonne heure, quoique les réserves subsistent plus longtemps.

Ainsi pour le Blé, quinze jours après le semis, le tégument était tombé dans les 4/5 des échantillons du sol humide et subsistait accolé à l'albumen pour toutes les graines du sol sec. A ce moment cependant, la digestion des réserves était plus avancée en sol sec qu'en sol humide, ainsi que j'ai pu le vérifier par des pesées sur le Blé, l'Orge, l'Avoine. Pour suivre la disparition des réserves, il faut bien entendu tenir compte du tégument; on le pèse quand il tombe, et on retranche ce poids de tous les chiffres obtenus antérieurement; on obtient ainsi une approximation très suffisante.

Il résulte de ce qui précède que les conclusions tirées au moyen de l'étude des cotylédons épigés du Lupin sont applicables aux cotylédons hypogés.

L'action de l'humidité du sol pourrait être appelée influence de la proportion d'eau contenue dans la plante. Cette influence s'exerce sur la cellule vivante et modifie sa biologie ; on peut donc dire que l'eau du sol produit des phénomènes qui sont du domaine de la physiologie générale. Cette considération peut sans doute permettre la généralisation des résultats obtenus sur cinq ou six espèces seulement.

2° — CYCLE COMPLET DE LA VÉGÉTATION

Nous allons avoir à considérer successivement les mêmes cas étudiés à propos de la racine : le poids frais, le poids sec et la composition centésimale ; nous baserons notre argumentation sur les chiffres que nous a fournis le développement de six plantes, parmi lesquelles nous étudierons spécialement :

Lupinus albus L.
Polygonum Fagopyrum L.
Hordeum vulgare L.
Pisum sativum L.

Ces plantes ont poussé en pleine terre dans les conditions indiquées plus haut, à propos de la végétation de la racine.

1. — **Poids frais.**

Lupinus albus L. — Afin de ne pas compliquer l'action de l'humidité pendant le développement, par les perturbations de la germination que nous signalons ailleurs, nous rappelons que l'arrosage n'a cessé, en sol sec, qu'au moment où la racine est fixée et repousse les cotylédons à la surface du sol. A partir de ce moment la culture a été abondamment arrosée en sol humide et le sol sec ne l'a pas été.

La partie aérienne, comme la racine, a été peu différente dans les deux sols jusqu'à la floraison. L'accroissement en poids était cependant supérieur en sol humide dès les premiers jours; cet excédent s'est maintenu et légèrement accru, mais assez lentement, en suivant dans les deux cas un mouvement uniforme. Le 10 juin comme l'indique le tableau (page 96) les plantes pesaient :

En sol sec	6^{gr},222
En sol humide	8^{gr}.800

Au point de vue des différences on peut dire qu'elles ne sont, ni atténuées, ni augmentées, depuis le début de la végétation, puisque cette partie du tracé de la courbe est une ligne droite. Voyez les chiffres du tableau, page suivante :

Lupinus albus L. (Partie aérienne).

DATES.	NOMBRE de JOURS de végétation.	PLANTE DE SOL SEC.							PLANTE DE SOL HUMIDE.					
		Poids frais, tige, feuilles, fruits.	Eau p. 100 du poids frais.		Poids sec.		Poids sec p. 100 du poids frais.		Poids frais.	Eau 0/0	Poids sec.		Poids sec 0/0	
		Gr.			Gr.				Gr.		Gr.			
1er mai.	Semis.													
11 —	10	2,150	71,17		0,620		28,83		3,380	75,09	0,832		24,91	
13 —	12	2,440	»		»		»		4,458	»	»		»	
21 —	20	3,912	83 13		0,660		16,87		5,948	86,34	0,812		13,66	
24 —	23	4,440	87,10		0,572		12,90		6,320	85,84	0,895		14,16	
28 —	27	5,290	84,64		0,812		15,36		6,908	85,68	0,989		14,32	
1er juin.	31	6,025	81,61		1,108		18,39		7,350	83,47	1,215		16,53	
6 —	36	6,135	82,61		1,067		17,39		8,197	84,06	1,306		15,94	
10 —	40	6,222	83,61		1,020		16,39		8,800	84,83	1,335		15,17	
16 —	46	9,563	83,43		1,585		16,57		12,050	83,95	1,935		16,05	
20 —	50	10,700	82,48		1,865		17,52		17,820	84,04	2,845		15,96	
23 —	53	11,135	82,85		1,910		17,15		18,802	85,47	2,914		15,50	
30 —	60	11,170	81,12		2,108		18,88		21,250	83,8	3,460		16,20	
			(t+fr) (2)	tige.			t. + fr.	tige.			(t. + fr.)	tige.	(t. + fr.)	tige.
5 juillet.	65	11,185	(1)	»	»	»	»	»	27,625	83,22	»	4,045	»	16,78
8 —	68	11,800	»	»	»	»	»	»	33,220	»	»	»	»	»
13 —	73	12,880	»	»	»	»	»	»	43,960	»	»	»	»	»
19 —	79	17,920	81,38	75,55	3,338	2,140	18,62	24,45	39,640	78,09	6,530	4,660	16,47	21,91
							t. + fr.	tige.						
24 —	84	10,855	76,28	69,00	2,575	1,395	23,72	31,00	33,260	76,76	5,923	3,830	17,81	23,24

---

(1) Certains chiffres du tableau manquent par suite d'un accident survenu à l'étuve pendant la dessiccation.
(2) (*t* + *fr*) veut dire en tenant compte de la tige portant les fruits ; *tige* veut dire tige sans les fruits.

A partir de la floraison les différences s'accentuent. La vitesse d'accroissement est, en effet, beaucoup plus forte en sol humide, de sorte que le maximum du poids frais, corrélatif du développement d'un plus grand nombre de fleurs, s'élève jusqu'à 43^{gr},960 en sol humide et seulement à 17^{gr},920 en sol sec.

Le rapport est donc environ :

$$\frac{H}{S} = \frac{7}{3}.$$

A propos de ce rapport, il convient de rappeler que le numérateur seul a une valeur absolue à peu près fixe pour la variété de Lupin considérée, sur le sol indiqué et pour une certaine somme de température. Le dénominateur au contraire a un facteur de variation supplémentaire : le nombre de jours humides, soit par l'état hygrométrique, soit par la pluie naturelle, qui du reste a été extrêmement rare ou nulle. Il exprime dans tous les cas l'écart approximatif du rendement en poids frais sur un sol sec et sur le même sol irrigué.

Le maximum de différence correspond au moment où la plante de sol humide atteint son maximum, car le maximum n'est seulement atteint qu'un peu plus tard en sol sec.

Polygonum Fagopyrum L. Ce que nous avons dit du Lupin avant la floraison s'étend au Sarrasin. Dans cette dernière plante la floraison arrive à un moment très variable du développement pour se continuer longtemps. Elle s'est produite le 28 mai en sol humide, et le 5 juin en sol sec. Jusqu'au 10 juin les différences ne sont pas plus accentuées, mais à partir de cette époque, la vitesse de croissance augmente beaucoup plus vite en H qu'en S, en suivant une courbe parabolique qui devient presque parallèle à l'axe des ordonnées du 15 au 20 juillet. A cette date le maximum est atteint dans les deux cas. La plante de sol humide pèse 45 grammes et la plante de sol sec seulement 12 grammes. Le rapport vaut environ :

$$\frac{H}{S} = \frac{11}{3}.$$

Polygonum Fagopyrum L. (Partie aérienne).

DATES.	NOMBRE DE JOURS de végétation.	PLANTE DE SOL SEC.				PLANTE DE SOL HUMIDE.			
		Poids frais.	Poids sec.	Eau $^0/_0$	Poids sec. $^0/_0$	Poids frais.	Poids sec.	Eau. $^0/_0$	Poids sec. $^0/_0$
		Gr. (1)	Gr.			Gr.	Gr.		
11 mai.	10	0,106	0,017	83,98	16,02	0,184	0,023	87,31	12,69
13 —	12	0,149	0,021	85,70	14,30	0,347	0,042	89,68	12,32
17 —	16	0,261	0,031	88,15	11,85	0,440	0,046	88,44	10,56
21 —	20	0,497	0,062	87,40	12,60	0,766	0,090	88,27	11,73
24 —	23	0,451	0,057	87,31	12,69	0,782	0,092	88,20	11,80
28 —	27	0,538	0,070	87,00	13,00	0,830	0,107	87,11	12,89
1^{er} juin.	31	1,170	0,158	86,50	13,50	1,550	0,198	87,23	12,77
6 —	36	1,947	0,267	86,27	13,73	2,640	0,339	88,14	12,86
10 —	40	2,781	0,403	85,51	14,49	3,700	0,476	87,11	12,89
13 —	43	3,268	0,506	84,52	15,48	4,453	0,626	85,93	14,07
16 —	46	4,132	0,550	86,69	13,31	6,210	0,915	85,27	14,73
20 —	50	6,301	0,896	55,77	14,23	9,020	1,360	84,93	15,07
23 —	53	5,817	0,940	83,85	16,15	11,500	1,750	84,79	15,21
30 —	60	5,960	»	»	»	1,2760	2,045	83,98	16,02
5 juill.	65	6,660	»	»	»	1,3455	»	»	»
13 —	73	10,765	»	»	»	2.5120	»	»	»
19 —	79	12,050	2,295	80,96	19,04	4,4630	7,595	82,99	17,01
25 —	85	8,207	2,100	74,60	25,40	3,7513	7,310	81,50	18,50

(1) Certains chiffres décimaux supplémentaires, retranchés ici, ont servi au calcul de la proportion centésimale de poids sec et d'eau.

Hordeum vulgare L. (Partie aérienne).

DATES.	NOMBRE DE JOURS de végétation.	PLANTE DE SOL SEC.				PLANTE DE SOL HUMIDE.			
		Poids frais.	Poids sec.	Eau. $^0/_0$	Poids sec. $^0/_0$	Poids frais.	Poids sec.	Eau. $^0/_0$	Poids sec. $^0/_0$
		Gr.	Gr.			Gr.	Gr.		
11 mai.	10	0,228	0,046	79,83	20,17	0,571	0,076	86,85	13,15
13 —	12	0,235	0,047	80,38	19,62	0,577	0,078	86,49	13,51
16 —	15	0,340	0,037	89,12	10,88	0,745	0,065	91,93	8,67
21 —	22	0,601	0,092	84,76	15,24	1,907	0,207	89,12	10,88
24 —	23	0,655	0,105	84,03	15,97	2,400	0,276	88,50	11,50
28 —	27	0,973	0,170	82,50	17,50	3,886	0,369	87,91	12,09
1^{er} juin	31	1,719	0,320	81,39	18,61	3,952	0,479	87,88	12,13
3 —	33	1,975	0,395	80,00	20,00	3,880	0,508	86,91	13,09
6 —	36	1,989	0,440	77,88	22,12	3,740	0,578	84,27	15,72
10 —	40	2,105	0,473	77,55	22,45	5,276	0,848	83,93	16,07
16 —	46	2,170	0,580	73,28	26,72	6,534	1,205	81,56	18,44
20 —	50	2,200	0,596	72,90	27,10	6,587	1,517	76,97	23,03
23 —	53	2,360	0,670	71,61	28,39	6,236	1,725	70,34	27,66
27 —	57	3,110	1,100	64,50	35,50	8,272	2,523	69,50	30,50
29 —	59	3,100	1,125	63,71	36,29	8,781	2,947	66,46	33,54
2 juill.	62	5,140	1,670	67,51	32,49	9,230	3,585	61,16	38,84
6 —	66	6,825	2,010	70,55	29,45	10,830	4,470	58,73	41,27
9 —	69	7,015	2,215	68,42	31,58	11,270	4,685	58,43	41,57
13 —	73	7,030	2,370	66,29	33,71	8,500	3,561	58,10	41,90
19 —	79	5,650	2,169	61,60	38,40	8,150	3,530	56,69	43,31
24 —	84	3,421	1,975	42,27	57,73	6,880	3,514	48,91	51,09

Hordeum vulgare L. — Dès le début (fig. 7), le poids frais est supérieur en H et s'accroît à partir du 17 mai avec une vitesse assez grande et très régulière. L'épi sort plus tôt de sa gaine en H qu'en S. Le maximum est atteint le 10 juillet, et la dessiccation rapide s'opère en moins de huit jours. En sol sec, la plante s'accroît plus lentement et d'une façon moins régulière. Du 25 au 30 juin la dessiccation est si rapide que l'accroissement est arrêté. Le maximum de la plante serait donc resté 3^{gr},110. A ce moment l'épi était incomplètement dégagé de sa gaine. Afin de mettre en évidence que l'arrêt de développement avait pour cause la diminution exagérée de l'eau interne, le sol sec a été arrosé suffisamment pour imbiber les racines et le sol. L'entrée de l'eau dans la plante a immédiatement diminué la proportion

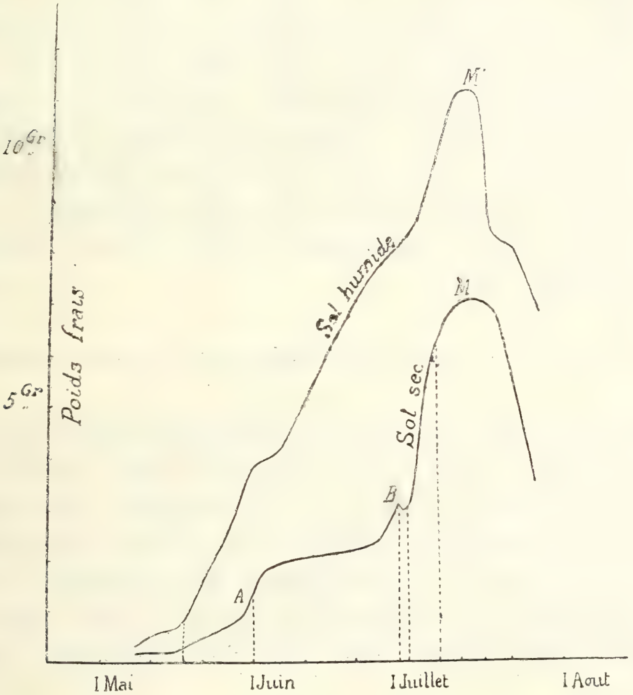


Fig. 7. — *Hordeum vulgare*. Poids frais de la partie aérienne.

centésimale du poids sec, et a déterminé un accroissement du poids frais, non seulement par adjonction d'eau, mais aussi en rendant aux fonctions de nutrition leur activité. Le poids sec subit en effet un rapide essor. Pendant l'espace de cinq jours le poids frais a été doublé : Égal à 3gr,100 le 29 juin, il dépasse 6 grammes le 5 juillet. Le maximum définitif du poids frais a été atteint le 10 juillet, par le fait de l'arrosage unique du 1er juillet qui correspondait à peu près à un orage d'été de une heure environ. J'ai essayé de raviver à nouveau la végétation par une nouvelle expérience, le 10 juillet, mais il a été impossible d'augmenter encore le poids frais de la plante ; celle-ci à cette période du développement, n'avait plus de feuilles vertes susceptibles d'assimiler.

Le rapport des poids maxima 11gr,27 en H et 7gr,02 en S est donc environ :

$$\frac{H}{S} = \frac{21}{12}.$$

Pisum sativum L. — L'accroissement en poids frais s'accomplit régulièrement dans les deux cas ; mais, tandis que la floraison est pour la plante du sol humide une période où la vitesse d'accroissement s'accentue, en sol sec cette période est marquée par un ralentissement très sensible. Ce n'est qu'au moment de la fructification, vers le 13 juin, qu'on voit le poids frais monter vite vers son maximum qui est de 7gr,770.

Pisum sativum L. (Partie aérienne).

DATES.	NOMBRE DE JOURS de végétation.	SOL SEC.				SOL HUMIDE.			
		Poids frais.	Poids sec.	Eau. 0/0	Poids sec. 0/0	Poids frais.	Poids sec.	Eau. 0/0	Poids sec. 0/0
		gr.	gr.			gr.	gr.		
11 mai.	10	1,260	0,140	88,89	11,11	1,760	0,217	87,75	12,35
13 —	12	1,550	0,220	85,81	14,19	1,965	0,252	87,18	12,82
16 —	15	2,252	0,258	86,55	11,45	3,130	0,318	89,83	10,17
21 —	20	2,300	0,380	83,48	16,52	3,460	0,454	86,88	13,12
24 —	23	2,565	0,427	83,34	16,66	3,833	0,566	85,22	14,78
28 —	27	3,550	0,680	80,85	19,15	4,075	0,800	80,37	19,63
1er juin.	31	3,625	0,725	80,00	20,00	6,510	1,227	81,16	18,84
6 —	33	3,625	0,735	79,45	20,55	7,490	1,160	84,51	15,49
10 —	36	4,005	0,750	81,28	18,72	8,801	1,304	85,78	14,22
13 —	40	4,375	0,975	77,70	22,30	10,215	2,008	80,35	19,65
16 —	46	7,770	1,900	75,55	24,45	12,060	2,060	82,92	17,08
20 —	50	4,765	1,395	70,73	29,27	15,818	2,811	82,23	17,77
23 —	53	3,985	1,390	65,00	35,00	17,788	3,410	80,83	19,17
27 —	57	3,415	1,316	61,45	38,55	20,050	4,445	77,84	22,16
30 —	60	»	»	»	»	18,115	4,347	77,60	22,40
2 juill.	62	»	»	»	»	18,260	4,005	78,07	21,93
24 —	84	»	»	»	»	12,385	3,890	69,40	30,60

En sol humide, au contraire, la végétation plus active se manifeste par l'apparition de nouvelles fleurs qui toutes fructifient à leur tour. La plante continue à garder des feuilles vertes qui assimilent et prolongent la durée de la végétation. Le maximum qui limite l'apparition des fleurs, arrive du 28 juin au 2 juillet, et la fructification des dernières fleurs se prolonge longtemps avant que se produise la dessiccation lente de la plante.

Le rapport des poids frais est environ :

$$\frac{H}{S} = \frac{5}{2}.$$

— Au point de vue du poids frais, sans préjuger de la valeur absolue de l'optimum, la valeur du rapport $\frac{H}{S}$ indique l'action plus ou moins pernicieuse de la sécheresse sur le développement des différentes espèces.

Toutes les espèces étudiées ayant été placées dans les mêmes conditions de température et de lumière, on peut comparer les fractions entre elles, et en tirer des conclusions relatives à l'influence de l'eau du sol sur l'accroissement en poids. C'est ainsi que nous avons comparativement pour les quatre plantes précédentes :

Polygonum Fagopyrum L.	H/S = 143/39
Pisum sativum L.	98/39
Lupinus albus L.	91/39
Hordeum vulgare L.	63/39

Le Sarrasin, plante qui réussit cependant bien sur les sols secs, est cependant, comme on le voit, beaucoup plus prospère sur un sol irrigué. Ainsi donc, une plante adaptée à la sécheresse peut néanmoins être très apte à profiter de l'humidité.

2. — Poids sec.

Lupinus albus L. — Le poids sec (fig. 8) est supérieur pendant toute la végétation, mais, de même que pour le poids frais, la différence ne s'accentue qu'à partir de la floraison. Après ce moment la vitesse d'accroissement est plus forte en H.

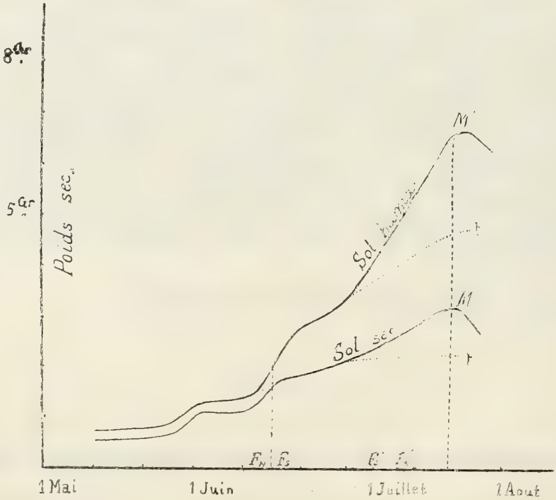


Fig. 8. — *Lupinus albus*. Poids sec de la partie aérienne. — *t*, *t'*, courbe tracée en retranchant le poids sec des fruits.

Le maximum de la tige et de ses dépendances (feuilles et fruits) est atteint le 20 juillet dans les deux cas.

Pendant la floraison la plante a donc gagné dans ses parties aériennes :

En sol humide............ $6^{gr},530 - 1^{gr},935 = 4,^{gr}595$
En sol sec................ $3^{gr},338 - 1^{gr},585 = 1^{gr},753$

Le gain proportionnellement a donc été beaucoup plus important en sol humide puisque le poids a été plus que triplé en H et seulement doublé en S. Si l'on suit, jour par jour, le développement des fruits, on peut, on le retranchant du poids de la tige et des feuilles, voir si ces dernières parties continuent à gagner en poids : on a ainsi une courbe du poids sec indépendante des fruits (fig. 8). Le Lupin est très commode à cet égard, puisqu'on peut compter et enlever un à un les fruits noués au moment de la chute des enveloppes florales. On constate ainsi une différence essentielle entre les plantes des deux sols.

En H l'accroissement du poids sec est tel, que les fruits n'absorbent pas tout ; une partie importante, sensiblement un tiers, est employée à augmenter le poids de la tige et des feuilles. Autrement dit la croissance continue pendant la fructification. Il y a là production de nouveaux organes foliaires, et même de plusieurs fleurs tardives qui, vers la fin, fructifieront aux dépens des dernières feuilles apparues.

La plante de sol sec, au contraire, continue bien entendu à assimiler pendant la fructification, mais ses gains sont complètement employés à gonfler les fruits, de sorte qu'aucun organe nouveau n'apparaît plus.

Au point de vue des différences externes il résulte que, avant la floraison, les deux plantes sont presque semblables, la plante S étant pourtant de plus petites dimensions. Elles sont, au contraire, très différentes d'aspect après la fructification. La plante, en H, est surmontée d'un bouquet de feuilles récemment apparues et la tige est plus haute (voyez planche 2).

Le rapport des deux maxima est $\frac{H}{S}=2$. Ce rapport est inférieur à celui des poids frais.

Polygonum Fagopyrum L. — La courbe du poids sec du Sarrasin n'offre rien de particulier. Les différences, très sensibles au début relativement, n'augmentent pas jusqu'à 10 jours après la floraison. Comme pendant ce temps les plantes se développent, la différence est plus faible qu'au début eu égard au poids de chaque plante.

Exemple :

	Poids de la plante.		Différence.	Rapport du poids de la plante de sol sec à la différence.
	En sol sec.	En sol humide.		
Le 11 mai......	$0^{gr},106$	$0^{gr},184$	$0^{gr},078$	1,35
Le 10 juin......	$2^{gr},781$	$3^{gr},780$	$0^{gr},919$	3,02

Cette remarque explique un certain nombre de faits relatifs aux différences de morphologie externe.

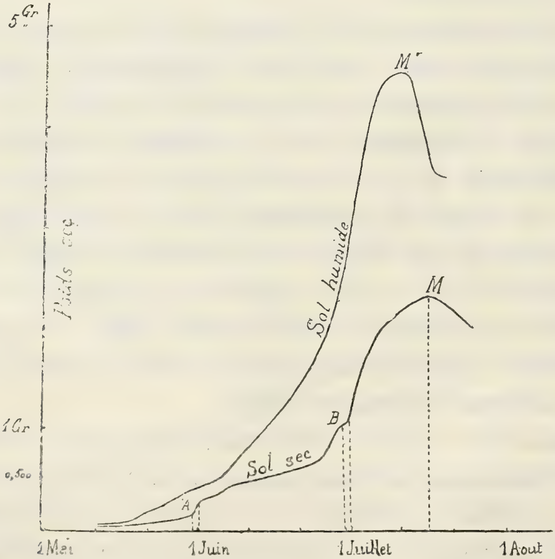


Fig. 9. — *Hordeum vulgare*. — Poids sec de la partie aérienne.

Hordeum vulgare L. — Si les sols secs étaient restés tels, le poids sec de l'Orge ne se serait plus accru à partir du 1er juillet, de sorte que la fructification était compromise. Grâce à l'arrosage du 1er juillet nous avons vu le poids frais augmenter. Il en est de même du poids sec (fig. 9). De 1gr,100 il est monté à 2gr,370, ce qui indique une grande activité dans l'assimilation des feuilles.

Le rapport des deux maxima a été $\frac{H}{S}=\frac{2}{1}$, rapport plus grand que celui des poids frais.

Ce fait spécial contraire à celui que nous avons trouvé pour le Lupin s'explique de la façon suivante : en rendant au sol une certaine humidité, on fait entrer dans la plante une telle quantité d'eau que la proportion centésimale d'eau passe de 63,71 p. 100 à 70,55 p. 100.

C'est cette perturbation qui fait que le rapport des poids frais, pour l'Orge, au 8 ou au 10 juillet n'est pas comparable au rapport établi pour le Lupin.

Pisum sativum L. — L'accroissement du poids sec est régulier et se continue, comme l'accroissement du poids frais, beaucoup plus longtemps en H qu'en S.

En sol sec la fructification est le signal d'une augmentation de poids sec, de sorte que celui-ci est doublé pendant cette période qui cependant est courte.

Comme cette accélération dans l'accroissement est corrélative de la dessiccation rapide de la plante, la courbe est ainsi très redressée vers l'axe des ordonnées, et se rapproche de la courbe de sol humide. Aussi, à la fin de la fructification, les différences entre les deux plantes sont-elles très atténuées momentanément.

3. — **Proportion centésimale d'eau et de poids sec.**

Lupinus albus L. — La proportion d'eau (fig. 10), supérieure au début en sol humide, subit une augmentation rapide qui atteint le 21 mai 86,34 p. 100 pour 13,66 de poids sec ; puis la courbe de la proportion du poids sec remonte du

21 mai au 1er juin, pour rester à peu près stationnaire jusqu'au milieu de la période de floraison. Il y a alors un léger affaiblissement qui se manifeste d'ailleurs plus nettement dans la racine.

En sol sec, la proportion centésimale d'eau est moindre d'abord. La proportion de poids sec diminue, mais un peu plus tard qu'en sol humide, et descend aussi bas sinon davantage. Le croisement des courbes n'a ici pour simple motif qu'un retard dans l'apparition du minimum (*m*). Bientôt la proportion de poids sec est plus forte en sol sec et augmente très rapidement après la fructification, tandis qu'en H la dessiccation est très lente.

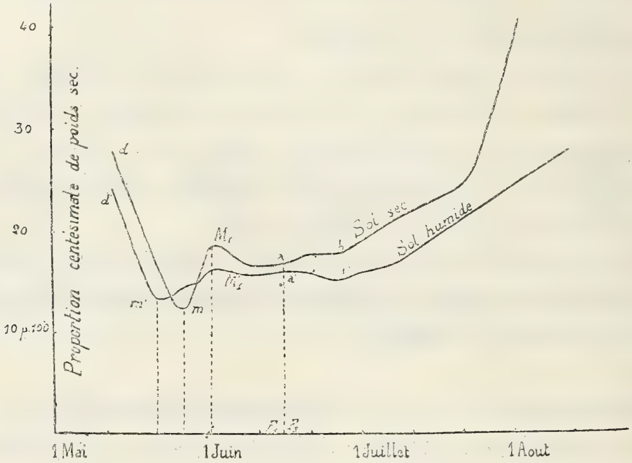


Fig. 10. — *Lupinus albus*. — Proportion centésimale du poids sec par rapport au poids frais, dans la partie aérienne.

Polygonum Fagopyrum L. — La proportion d'eau est pendant toute la végétation de 1 à 3 p. 100 plus faible en sol sec. A l'époque du minimum normal de poids sec (17 mai) la plante de sol sec garde 1 p. 100 environ de poids sec en plus. Le contenu en eau est de 88,15 en sol sec et de 89,44 en sol humide. Au moment (20 juin) de la fructification des fleurs épanouies dans la première période de la floraison, il y a pour la plante de sol humide production d'une ramification nouvelle, et apparition de nouvelles fleurs. Comme le poids sec augmente rapidement à ce moment, on ne constate pas à nouveau la diminution de la proportion centésimale du poids sec qui est très sensible en sol sec. En ce moment le contenu proportionnel en eau est donc à peu près le même dans les deux cas. Peu après, la différence se rétablit et la plante de sol sec garde 2 p. 100 de poids sec en plus, jusqu'au moment de sa rapide et précoce dessiccation. Celle-ci commence le 20 juillet, aussitôt après l'apparition du maximum du poids frais et du poids sec.

Hordeum vulgare L. — La proportion centésimale du poids sec (fig. 11) est beaucoup plus forte au début en sol sec, 20 p. 100 ; contre 13,15 en H. Au moment du minimum, la différence est moindre parce que la perte est plus forte en S.

On voit ensuite la proportion de poids sec augmenter dans les plantes des deux sols en restant inférieure de 4 p. 100 environ en H.

Le 1er juillet, l'accroissement du poids sec s'arrête à cause de la dessiccation interne. On voit, en effet, l'eau diminuer du 23 juin au 29, de 71, 61 p. 100 à 63,71 p. 100. Pendant les jours qui suivent l'arrosage (1-3 juillet), l'eau rentre en abondance dans la plante et fait tomber le taux du poids sec de 36,29 à 29,45. Comme la substance sèche est restée non pas stationnaire mais cependant faible pendant cette courte période, c'est l'arrivée de l'eau qui en introduisant cette perturbation permet à l'assimilation d'augmenter la substance sèche. Quand on examine ce qui arrive comparativement en H, on s'aperçoit que la proportion de poids sec va en augmentant rapidement au-dessus de 36,29 p. 100, mais sans empêcher le poids sec d'augmenter. De sorte que le maximum du poids sec arrive en M′ (8-10 juillet), alors que le contenu en eau n'est plus que 58,43 p. 100 pour 41,57 de poids sec.

En apparence, on peut, de prime abord, trouver une contradiction entre les deux faits suivants :

1° En sol sec la croissance en poids sec cesse une première fois quand il y a encore 63,71 p. 100 d'eau, et une deuxième fois avec 66,29 p. 100 ;

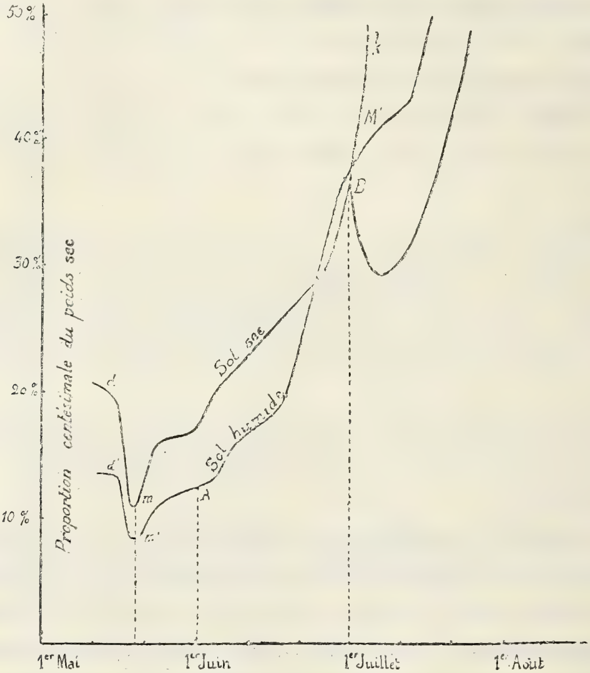


Fig. 11. — *Hordeum vulgare.* — Proportion centésimale du poids sec par rapport au poids frais. — *k*, courbe indiquant la dessiccation qui se serait produite sans l'arrosage du 1er juillet. La plante de sol humide commence à se dessécher avant la plante de sol sec. La végétation, en H, est en effet plus hâtive, mais la dessiccation est plus lente.

2° Au contraire en sol humide l'assimilation se continue jusqu'à un moment où il n'y a plus que 58,43 p. 100 d'eau.

La contradiction n'est qu'apparente. Le chiffre obtenu en desséchant une plante à 110° vers la fin de la végétation comprend, en effet, des éléments variés, qui sont :

a. L'eau des organes qui viennent seulement de terminer leur croissance ou sont encore en voie de croissance *b.* L'eau des organes qui depuis longtemps ont cessé de croître.

Les diverses ramifications d'une plante renferment en général une proportion d'eau qui n'est pas la même dans la tige principale et les feuilles à la même époque.

La courbe générale doit exprimer à chaque instant la somme intégrale du contenu en eau qui est variable suivant les parties.

Ce qui fait que cette somme est faible dans la première partie du développement, c'est qu'à cette époque il n'y a pas encore de parties qui ont cessé leur croissance.

Or, ce minimum coïncide, à peu près, avec la chute des cotylédons et l'arrêt du développement de l'axe hypocotylé. La proportion de poids sec va ensuite en s'élevant de plus en plus. C'est qu'à partir de ce moment certaines parties arrivent successivement à leur limite de croissance. L'axe hypocotylé est la première région qui cesse de croître, puis c'est le premier entre-nœud, puis le second, etc...

Pour que cette explication soit absolument démontrée, il faut simplement prouver que les organes jeunes sont plus aqueux que les tissus qui ont atteint la limite de leur croissance.

A cet effet j'ai cherché le contenu en eau de feuilles d'une même plante à divers âges et j'ai obtenu des résultats qui sont conformes à des expériences faites par d'autres auteurs, et notamment par von Hœhnel. La quantité d'eau contenue dans les feuilles des plantes herbacées est variable suivant la phase de leur développement. Cette quantité d'eau atteint un premier maximum pendant la première partie de leur développement, puis diminue jusqu'à un minimum coïncidant avec le développement moyen des feuilles.

Ainsi, cette conclusion explique, non seulement le fait cité plus haut relativement à la tige et à ses ramifications, mais explique aussi la différence signalée pour l'Orge du sol sec et l'Orge du sol humide.

Si l'assimilation se continue alors que le contenu est de

58,43 p. 100 dans la plante H, c'est que le calcul de ce chiffre ne donne qu'une *moyenne*, intéressante au point de vue absolu, à certains égards, mais qui n'indique pas combien il y a de régions qui ont moins de 58 p. 100 d'eau et combien il y en a d'autres qui en ont plus de 58 p. 100.

Le chiffre de 66,29 p. 100 étant une moyenne résultant d'éléments variables, il suffit de supposer, et c'est véritablement plus qu'une hypothèse, que dans le calcul de la moyenne dans les deux cas (H et S), les deux éléments (*a* et *b*) qui y entrent sont en nombre différent.

Nous ne devons donc attacher aucune importance à cette variation apparente dans le moment où l'assimilation cesse par suite de la dessiccation. Ce fait se retrouve pour les autres plantes étudiées ainsi qu'on peut le constater dans les tableaux de ce mémoire.

Le contenu en eau au moment du maximum du poids sec a été en effet :

	Sol sec.	Sol humide.
Pisum sativum L.	75.55	77.84
Polygonum Fagopyrum L.	80.96	82.99
Lupinus albus L.	81.38	83.53
Hordeum vulgare L.	66.29	58.43

Pisum sativum. — La teneur en eau de la plante S diminue assez uniformément depuis le minimum de poids sec. Dans le sol humide, les phénomènes floraux se produisant très irrégulièrement, on trouve des résultats très variés suivant les échantillons pris le même jour, mais portant des fleurs et des fruits en nombre variable.

Dans tous les cas, la diminution d'eau interne est rapide en S, et très lente en H où le développement se prolonge longtemps après.

Les irrégularités de la courbe ne permettent pas de tirer d'autres conclusions.

Cependant on peut dire que, comme pour les autres plantes, à un certain stade du développement la teneur en eau est plus forte en H. Au début cette différence existe déjà, mais tend à diminuer vers le maximum du contenu centésimal en eau ; c'est-à-dire, vers le minimum de la proportion centésimale de poids sec.

C'est du reste un fait qui paraît assez général. Si on appelle, pour la plante de sol sec, d la valeur de la proportion centésimale du poids sec au début de la végétation, m cette même valeur au moment du minimum ; d' et m' les chiffres correspondants pour la plante de sol humide ; pour le Lupin, le Sarrasin, l'Orge, comme pour le Pois, on a toujours

$$(d - m) > (d' - m'), \quad (d - d') > (m - m').$$

Le tableau suivant met le fait en évidence.

ESPÈCES VÉGÉTALES.	PLANTE DE SOL SEC.						$d-m$	$d-d'$	PLANTE DE SOL HUMIDE.						$d'-m'$	$m-m'$
	DÉBUT de la végétation (10^{e} jour).		MINIMUM de la proportion centésimale du poids frais.		AU MOMENT du maximum du poids frais.				DÉBUT de la végétation (10^{e} jour).		MINIMUM de la proportion centésimale du poids sec.		AU MOMENT du maximum du poids frais.			
	Eau p. 100.	Poids sec p. 100. (d)	Eau p. 100.	Poids sec p. 100. (m)	Eau p. 100.	Poids sec p. 100.			Eau p. 100.	Poids sec p. 100. (d')	Eau p. 100.	Poids sec p. 100. (m')	Eau p. 100.	Poids sec p. 100.		
Lupinus albus L.......	71,17	28,83	87,10	12,90	75,55	24,45	15,93	3,92	75,09	24,91	86,34	13,66	78,09	21,91	11,25	−0,76
Polygonum fagopyrum L.	83,98	16,02	88,15	11,85	80,96	19,04	4,17	3,33	87,31	12,69	89,44	10,56	82,99	17,01	2,13	1,29
Hordeum vulgare L....	79,83	20,17	89,12	10,88	66,29	33,71	9,29	7,02	86 85	13,15	91,93	8,67	58,43	41,57	4 48	2,21
Pisum sativum L.......	85,81	14,19	88,55	11,45	65,00	35,00	2,74	1,37	87,18	12,82	89,83	10,17	77,84	22,16	2,65	1,28
Cannabis sativa L......	77,11	22,89	85,16	14,84	»	»	8,05	2,69	79,80	20,20	86,94	13,06	»	»	7,13	1,78

III. — DÉVELOPPEMENT COMPARÉ DE LA TIGE ET DE LA RACINE.

Le développement de la racine comme celui de la tige et des feuilles s'opère suivant une loi régulière. Il est donc intéressant de faire le rapport du poids de ces deux organes à chaque instant du développement ; on se rendra ainsi un compte plus exact de l'importance de chaque organe vis-à-vis de l'autre.

Le rapport $\frac{T}{R}$ du poids de la partie aérienne au poids de la racine, peut être fait au moyen des chiffres du poids frais ou avec ceux du poids sec.

Valeur du rapport $\frac{T}{R}$ (*Lupinus albus*).

DATES.	NOMBRE DE JOURS de végétation.	VALEUR DU RAPPORT $\frac{T}{R}$ Poids frais.		VALEUR DU RAPPORT $\frac{T}{R}$ Poids sec.	
		Sol sec.	Sol humide.	Sol sec.	Sol humide.
1er mai.					
11 —	10 jours.	9,34	8,77	14,76	13,86
13 —	12 —	5,03	8,88	6,53	»
21 —	20 —	5,34	6,57	»	5,92
24 —	23 —	4,98	6,22	4,80	»
28 —	27 —	5,65	»	6,76	6,63
1er juin	31 —	4,97	6,00	7,53	7,78
6 —	36 —	4,51	6,63	»	9,60
10 —	40 —	4,37	6,87	6,75	6,95
16 —	46 —	M_1 6,37	9,67	9,05	8,75
20 —	50 —	*m.* 10,75	12,77 M_1	10,91	11,85
23 —	53 —	10,91	15,66 *m.*	12,99	16,18
30 —	60 —	10,24	13,79	7,53	11,65
5 juillet.....	65 —	M_2 7,10	14,89	»	»
8 —	68 —	8,03	17,34	»	»
13 —	73 —	10,10	20,54 M	»	»
19 —	79 —	18,37	18,74	9,81	9,60
24 —	84 — Récolte.	18,24	18,00	7,80	9,25

En dressant les quatre courbes qui résultent des chiffres obtenus, on constate immédiatement que le rapport $\frac{T}{R}$ varie suivant une loi très régulière dans les quatre cas et présente à peu près les mêmes particularités avec le poids frais qu'avec le poids sec.

Valeur de $\frac{T}{R}$ (poids frais) :

1. *Forme générale de la courbe.* — La valeur de ce rapport étant fonction des deux variables T et R qui tantôt sont indépendantes tantôt ne le sont pas (1), il est naturel de rechercher dans la valeur $\frac{T}{R}$ les perturbations importantes qui affectent synchroniquement les deux organes : la tige avec ses dépendances, et la racine. Ces perturbations nous sont données par les courbes déjà étudiées précédemment.

Un fait important à remarquer c'est que jusqu'à la floraison la courbe $\frac{T}{R}$ a sensiblement (fig. 12) la même forme que celle du poids sec centésimal de la racine.

1° Il y a dans les deux cas inflexion considérable de la courbe du 1^er^ au 10 juin, période où le poids frais et le poids sec montent dans toutes les courbes.

Pendant cette période, puisque $\frac{T}{R}$ diminue, c'est que T diminue ou que R augmente, ou les deux à la fois ; ou bien que T et R diminuent ou augmentent en même temps, mais dans des proportions différentes.

Or, nous venons de dire que les courbes des poids frais et poids sec montent très régulièrement pour T et pour R, c'est donc la dernière hypothèse qui est seule possible et exacte.

La racine s'accroît donc à ce moment beaucoup plus vite que la tige : si on schématise légèrement la courbe des poids frais (tige et racine) et si on y trace la tangente au point qui correspond au 5 juin par exemple, on se rendra compte en effet que cette tangente fait avec la ligne des abcisses un angle aigu, α pour la racine et α' pour la tige, et qu'on a $\alpha > \alpha'$.

---

(1) Ces variables ne sont pas indépendantes quand l'une perd de son poids au profit de l'autre. Il en est ainsi, par exemple, au moment de la floraison où la racine cède à la tige une très grande quantité d'eau, même si le sol ne peut pas combler ce déficit.

2° A la suite de cette diminution considérable du rapport $\frac{T}{R}$ on constate une rapide et très importante augmentation qui atteint son maximum le 25 juin.

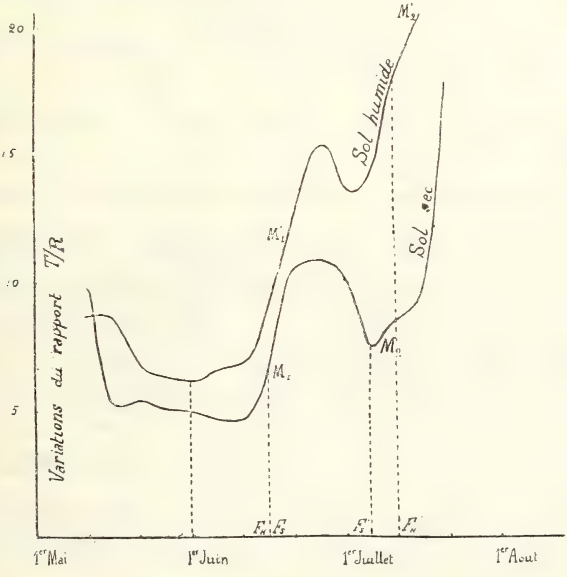


Fig. 12. — *Lupinus albus*. Variations, pendant la végétation, du rapport $\frac{T}{R}$ du poids frais de la partie aérienne au poids frais de la racine.

Deux causes concourent à la fois à faire monter le rapport $\frac{T}{R}$: La racine subit un affaiblissement considérable au profit de la tige qui à ce moment s'accroît avec rapidité. Si l'on compare en effet au 25 juin, vues de la ligne des abcisses, les courbes des poids frais de la racine et de la tige ; on constate une concavité très accentuée pour la courbe de la tige et une convexité plus accentuée encore pour la courbe de la racine.

3° A cette augmentation succède une diminution qui cette fois est encore due comme dans le premier cas à une inégalité d'accroissement. Cette période (30 juin-5 juillet) coïncide d'une part avec un ralentissement dans la vitesse de croissance de la tige (la courbe est presque horizontale à ce moment), et d'autre part avec un accroissement rapide de la racine.

4° L'accroissement ultra-rapide de la tige et le ralentissement de l'accroissement de la racine contribuent ensuite à faire augmenter le rapport $\frac{T}{R}$ dans de grandes proportions.

Comparaison du rapport $\frac{T}{R}$ *en sol sec et en sol humide.* — L'étude générale des variations du rapport $\frac{T}{R}$ qui jusqu'ici n'avait pas été faite, va nous permettre de nous expliquer les différences observées dans les deux cas de grande sécheresse et de grande humidité. Au début de la végétation, vers le sixième jour, après le gonflement complet, la radicule est plus développée en sol humide; comme à ce moment la partie aérienne est peu importante, on a $\frac{T}{R}$ plus petit en sol humide. Puis la tige s'accroît, et par suite annule la différence signalée ; de sorte que le rapport est égal dans les deux cas.

L'accroissement de la tige étant plus rapide en sol humide et se capitalisant comme nous l'avons déjà dit, la différence augmente rapidement entre les deux plantes. Du 10 au 15 mai on voit le rapport tomber de 9 à 5. Ce fait s'explique très facilement : la racine s'accroît et la tige reste à peu près stationnaire. En sol humide au contraire le rapport ne diminue que lentement puisque la tige s'accroît relativement assez vite. Il y a donc dès maintenant une prédominance de la racine par rapport à la tige, en sol sec : jusqu'à la fin de la végétation on pourra ainsi constater que la racine est proportionnellement à la tige plus forte en sol sec qu'en sol humide.

Au moment de la floraison toutes les courbes se rapprochent, poids frais, poids sec, valeur centésimale du poids sec. C'est aussi le moment où le rapport $\frac{T}{R}$, poids frais et poids sec, est peu différent en sol sec et en sol humide. A cette époque le rapport est sensiblement le même dans les quatre cas. Il change chaque jour dans tous les cas, mais à peu près de la même façon, et passe ainsi de 6 à 11 environ.

	$\frac{T}{R}$ POIDS FRAIS.		$\frac{T}{R}$ POIDS SEC.	
	Sol sec.	Sol humide.	Sol sec.	Sol humide.
Le 10 juin.......	4,37	6,87	6,75	6,95
Le 16 —	6,37	9,67	9,05	8,75
Le 20 —	1,075	12,77	10,91	11,85

Ce rapport reste cependant un peu inférieur en sol sec surtout celui du poids frais. Les différences s'accusent ensuite rapidement par suite des conditions différentes dans lesquelles se trouvent les plantes. En sol sec l'accroissement de la racine est très limité, et cesse brusquement (5 juillet), tandis qu'en elle continue son développement jusqu'au 15 juillet en gagnant 1/3 de poids en plus de ce qu'elle était. D'autre part, la tige vit en partie aux dépens de la racine du 5 au 20 juillet, de sorte que ce qui diminue R augmente T. Ensuite vient la période de la dessiccation, plus ou moins rapide et plus ou moins complète. Il y a donc là des perturbations qui interdisent de comparer la valeur du rapport à une même date donnée comme le 13 juillet par exemple qui correspond au maximum M_2 de la tige et de la racine.

Ce qui est comparable ce sera le rapport en sol sec et en sol humide, par exemple deux mois après la récolte, faite une fois la végétation terminée ; les plantes auront pris alors une composition en eau à peu près stable.

Dans tous les cas, si l'on compare l'importance de la racine et de la tige au moment du maximum de poids frais, on voit que, pour toutes les plantes à peu près, $\frac{T}{R}$ est beaucoup plus grand en sol humide, ce qui s'explique quand on constate que la tige avec ses dépendances (feuilles et fruits) accumule la plupart des matériaux disponibles à la fin de la végétation. En sol sec, au contraire, la tige appauvrit beaucoup moins la racine, puisqu'elle ne produit que peu de fruits par suite le rapport $\frac{T}{R}$ est beaucoup plus grand en sol humide. C'est à ce stade que les différences à cet égard sont les plus grandes entre les plantes des deux sols :

Le 5 juillet en sol sec.................... $\frac{T}{R} = 7.10$

Le 13 juillet en sol humide.............. $\frac{T}{R} = 20.54$

C'est du reste un fait assez général que les plantes les plus vigoureuses d'un champ donnent toujours un rapport $\frac{T}{R}$ plus grand. J'ai vérifié ce fait pour *Carthamus tinctorius*, *Brassica Napus oleifera*, *Datura Stramonium*, etc. J'ai trouvé cependant, pour *Cannabis sativa*, une exception, qui ne contredit pas la règle générale, quand on remarque l'extrême irrégularité de végétation de cette plante.

Valeur de $\frac{T}{R}$ (poids sec) :

Forme générale de la courbe et comparaison du rapport en sol sec et en sol humide. — La courbe est sensiblement la même que celle du poids frais, sauf deux nuances accentuées.

Au moment de la première diminution du rapport il y a un relèvement momentané de la courbe (1^{er} au 5 juin) suivi d'une rechute. Cette augmentation paraît être due à l'épanouissement rapide de plusieurs feuilles qui font augmenter assez vite le poids sec.

Par la suite, cette courbe a sensiblement la même allure que celle du poids frais, aussi bien en sol sec qu'en sol humide.

Comparaison du poids final de la tige et de la racine. — On a laissé se dessécher à l'air libre les plantes récoltées; elles ont ainsi perdu la majeure partie de l'eau, et en ont cependant gardé une certaine quantité qui est un peu supérieure en sol humide.

Afin de pouvoir généraliser nos résultats nous avons fait le calcul $\frac{T}{R}$ non seulement pour les échantillons normaux, moyens, mais aussi, quand cela était possible, pour les échantillons les plus petits qui dans toute culture arrivent à germer sous le couvert des échantillons plus grands. Parfois aussi nous avons obtenu un ou deux échantillons qui accidentellement prenaient des dimensions très grandes. Comme on en peut juger par le tableau suivant, dans tous les cas les résultats sont dans le même sens.

Rapport du poids de la racine au poids de la tige (1).

PLANTES.	NATURE du SOL.	GRANDEUR des échantillons.	$\frac{T}{R}$	MOYENNES.	$\frac{R}{T}$	MOYENNES.	POIDS MOYEN d'une tige.	POIDS MOYEN d'une racine.
							gr.	gr.
Chanvre (*Cannabis sativa* L.).	Sec.	Grands.	5,76	5,95	0,175	0,170	49,000	85,00
		Moyens.	6,95		0,143		7,790	11,20
		Petits.	5,15		0,194		0,200	02,00
	Hum.	Grands.	7,72	9,91	0,129	0,105	121,000	15,650
		Moyens.	12,88		0,077		23,000	1,785
		Petits.	9,14		0,109		4,180	0,457
Lin (*Linum usitatissimum* L.).	Sec.	Moyens.	6,60	6,60	0,151	0,151	0,185	0,028
	Hum.	Moyens.	7,00	7,00	0,142	0,142	0,378	0,054
Topinambour (*Helianthus tuberosus* L.).	Sec.	Grands.	2,100	2,050	0,476	0,483	41,400	19,710
		Moyens.	2,000		0,500		32,200	16,100
	Hum.	Grands.	3,010	2,815	0,332	0,361	102,200	33,950
		Moyens.	2,621		0,391		97,130	37,050
Colza (*Brassica Napus oleifera* L.).	Sec.	Grands.	6,66	4,79	0,149	0,222	,385	0,807
		Moyens.	3,79		0,263		,365	0,360
		Petits.	3,92		0,254		0,990	0,252
	Hum.	Grands.	5,22	5,96	0,191	0,170	3,975	0,760
		Moyens.	5,51		0,181		2,910	0,528
		Petits.	7,18		0,139		0,790	0,110
Carthame (*Carthamus tinctorius* L.).	Sec.	Tige (2) P.	3,40	3,07	0,294	0.328	0,255	0.075
		P.	3,21		0,310		0,222	0,069
		Gr.	2,60		0,384		2,070	0,795
		Complet avec capitules P.	8,98	10,33	0,111	0,098	0,620	0,069
		Gr.	11,68		0,085		9,290	0,795
	Hum.	Tige. P.	4,17	4,60	0,239	0,218	0,355	0,085
		P.	4,44		0,225		0,302	0,068
		Gr.	5,20		0,192		6,500	1,520
		Complet. P.	9,23	14,25	0,108	0,84	0,628	0,068
		Gr.	19,28		0,060		24,100	1,250
Datura (*Datura Stramonium* L.).	Sec.	Tige. P.	4,33	5,44	0,230	0.192	4,165	0,960
		Gr.	6,56		0,153			2,795
	Hum.	Tige. P.	4,70	5,51	0,212	0,185	2,773	0,590
		Gr.	6,32		0,158		34,525	5,455

---

(1) Après la dessiccation à l'air libre.

(2) *Tige*, veut dire que le rapport $\frac{T}{R}$ a été obtenu en comptant, pour la valeur de la partie aérienne, le poids seul de la tige sans les feuilles et les capitules floraux. Ces derniers représentent à eux seuls, comme on peut le voir dans le tableau, plus de deux fois le vrai poids de la tige. Les signes *P.* et *Gr.*, veulent dire petits et grands échantillons.

Enfin, si l'on compare entre elles les tiges et les racines des plantes qui ont poussé dans les deux sols, on obtient des résultats analogues à ceux que viennent de révéler les tableaux précédents :

PLANTES.	$\frac{T_H}{T_S}$ moyennes.	$\frac{R_H}{R_S}$ moyennes.
Cannabis sativa L.	2,70	1,71
Linum usitatissimum L.	2,04	1,93
Helianthus tuberosus L.	3,01	2,30
Brassica Napus oleifera L.	2,13	1,46
Carthamus tinctorius L.	3,14	1,57

Les conclusions qu'on peut dégager des tableaux sont les suivantes :

1. L'humidité du sol favorise d'une façon générale le développement de la plante.

   a. Dans ses parties aériennes;

   b. Dans ses parties souterraines.

2. Son influence est beaucoup plus forte sur la partie aérienne.

3. Le résultat est donc que pour deux tiges de même poids, la racine est plus développée en sol sec.

Cette dernière conclusion était établie par l'observation simple, et divers auteurs (1) l'avaient déjà signalée ; mais la méthode expérimentale n'a pas seulement vérifié les données générales de l'observation : elle a permis de suivre pas à pas pendant tout le développement les variations du rapport $\frac{T}{R}$.

Ce rapport n'avait jamais été soumis à la discussion analytique par les auteurs qui avaient constaté sa variabilité. Nous avons montré qu'il subit le contre-coup de la vitesse de croissance à chaque instant du développement. Comme cette croissance de la tige et de la racine est soumise à des lois régulières, il faut donc admettre ce fait intéressant que le rapport $\frac{T}{R}$ subit aussi une variation régulière qui caractérise aussi l'évolution des plantes.

---

(1) Grisebach, *La végétation du globe.*

Quelques perturbations peuvent modifier la courbe générale ; nous avons déterminé ainsi l'importance d'un sol très sec et d'un sol très humide.

Comparativement : 1° le rapport $\frac{T}{R}$ est toujours plus grand en sol humide, sauf au début du développement ; 2° il y a au moment de la floraison un minimum de différence ; 3° le maximum se produit au moment du poids frais maximum de la tige.

C'est un fait banal que les plantes des pays très secs ont souvent une racine énorme comparativement au poids et à la hauteur de la partie aérienne.

Au cours d'une mission scientifique (1) en Algérie et en Tunisie, nous avons comparé les racines d'un certain nombre d'espèces algériennes ou franco-algériennes, les unes croissant à la sécheresse, les autres à l'humidité.

Les espèces observées ont toujours présenté des racines plus développées en sol sec.

Est-il besoin de rappeler que certaines plantes désertiques ont des racines non seulement très profondes, mais encore d'un poids qui est quelquefois égal à plusieurs milliers de fois celui de la partie aérienne.

Devant les résultats de l'expérience, il est permis de conclure qu'il s'agit bien là d'un caractère d'adaptation qui a dû se transmettre héréditairement et qui peut s'être exagéré par la sélection naturelle.

---

(1) Edmond Gain, *Rapport de Mission scientifique du Ministère de l'Instruction publique et de l'École des Hautes études*, 1893. *Nouvelles archives des missions*, 1895. *La végétation du désert. Librairie illustrée*, 1894.

En effet, plus le rapport $\frac{T}{R}$ diminue, moins les variations du milieu aérien doivent retentir sur la racine. C'est la racine qui est la partie majeure du végétal; dans les cas extrêmes la tige n'en est plus qu'une dépendance destinée seulement à la propagation de l'espèce.

IV. — DÉVELOPPEMENT DE LA PLANTE ENTIÈRE.

Toutes les plantes que nous avons étudiées séparément pour la tige et les feuilles donnent des indications tout à fait comparables à celles qu'auraient données les plantes entières. Nous croyons devoir cependant établir la comparaison à l'aide d'une autre plante qui est des plus propices à cette étude. Il est nécessaire, en effet, d'opérer sur une plante dont la racine est pivotante, peu développée et dépourvue de ramifications importantes dont l'extraction du sol serait trop laborieuse et peu certaine. Il faut en outre une plante à développement bien régulier, ayant le moins possible de ramifications dont le nombre, toujours variable, peut apporter des incertitudes. Il faut enfin et surtout que la plante adulte soit assez réduite et peu pesante pour être introduite sur une balance de précision. Les pesées seront ainsi d'une grande exactitude, et pourront donner une approximation d'autant plus grande que, vers le début du développement, on pourra prendre un chiffre moyen quotidien calculé sur un grand nombre d'exemplaires.

Le Lin répond à tous ces desiderata et peut être recommandé pour des études analogues concernant le développement en poids. Cette plante ne perd pas de feuilles pendant une bonne partie de sa végétation, et, dans tous les cas, on dispose d'une correction facile et rigoureuse, puisqu'on peut commodément compter celles qui manquent et les remplacer avec soin pour corriger la pesée. Ajoutons que cette correction est ordinairement très peu importante.

Pendant le premier mois, chaque jour on a prélevé de 25 à 40 échantillons comparables, dans chaque sol.

L'humidité du sol a été forte pendant toute la végétation, mais les feuilles sont restées bien vertes et la plante a manifesté une grande vigueur : en un mot en sol humide l'optimum n'a pas été dépassé.

On trouve dans le tableau suivant les résultats obtenus pour le Lin. (Voyez Pl. III, fig. 4 et 5, la comparaison des deux plantes à différentes stades de leur végétation.)

Linum usitatissimum L.

Poids frais. — Les différences sont bien accentuées dès le début. Après 24 jours de végétation la plante de sol humide pèse 0^{gr},1750, et 0^{gr},0562 en sol sec, soit trois fois moins (fig. 13).

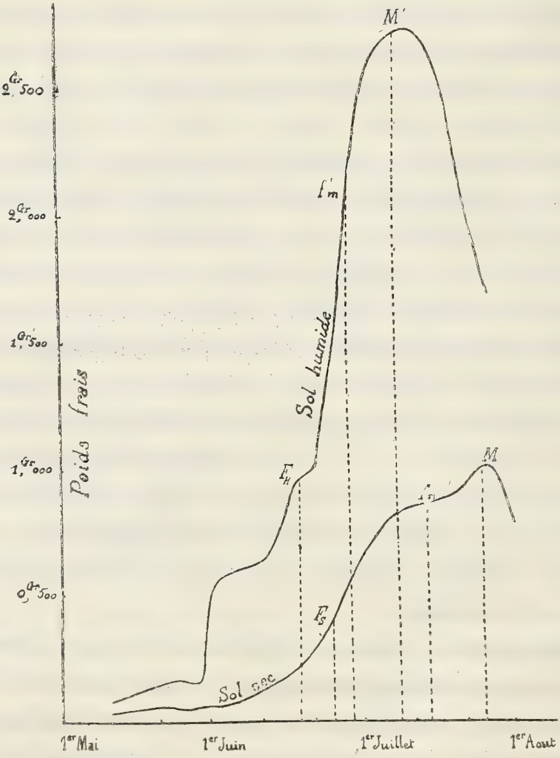


Fig. 13. — *Linum usitatissimum.* — Courbe du poids frais de la plante entière

Linum usitatissimum (Plante entière).

DATES.	Nombre de jours de végétation.	PLANTE DE SOL SEC.				PLANTE DE SOL HUMIDE.			
		Poids frais.	Poids sec.	Eau. $^0/_0$	Poids sec. $^0/_0$	Poids frais.	Poids sec.	Eau. $^0/_0$	Poids sec. $^0/_0$
		Gr.	Gr.			Gr.	Gr.		
16 mai.	15	0,0447	0,0040	91,05	8,95	0,0819	0,0092	89,02	10,98
21 —	20	0,0695	0,0115	83,39	16,61	0,1545	0,0225	85,44	14,56
24 —	23	0,0562	0,0062	88,98	11,02	0,1750	0,0244	86,06	13,94
28 —	27	0,0737	0,0108	85,36	14,64	0,1630	0,0152	90,72	9,28
1er juin.	31	0,0806	0,0141	82,51	17,49	0,5500	0,0937	82,96	17,04
6 —	36	0,0929	0,0170	81,62	18,38	0,6075	0,1057	82,72	17,28
10 —	40	0,1546	0,0300	80,59	19,41	0,6166	0,1083	82,44	17,56
13 —	43	0,1895	0,0350	81,53	18,47	0,8450	0,1495	82,30	17,70
16 —	46	0,201	0,0438	78,21	21,79	0,961	0,1762	81,68	18,32
20 —	50	0,283	0,0625	77,89	22,11	1,015	0,2633	74,06	25,94
30 —	60	0,650	0,1625	75,00	25,00	2,527	0,6500	74,28	25,72
5 juill.	65	0,837	0,2225	73,44	26,56	2,730	0,7625	72,07	27,93
8 —	68	»	»	»	»	2,738	0,780	71,20	28,80
10 —	70	0,815	0,2119	74,00	26,00	2,747	0,827	69,90	30,10
13 —	73	0,810	0,2115	73,88	26,12	2,530	0,845	66,61	33,39
16 —	76	»	»	»	»	2,508	0,840	66,50	33,50
17 —	77	0,890	0,245	72,45	27,55	2,265	0,835	60,14	36,86
19 —	79	0.820	0,230	71,96	28,04	»	»	»	»
24 —	84	1,020	0,365	64,22	35,78	1,677	0,801	31,96	47,82
29 —	86	0,800	0,355	54,38	45,62	»	»	»	»

On peut considérer les chiffres obtenus du 16 mai au 16 juin comme extrêmement rigoureux. La troisième décimale est exacte et donne le milligramme.

On peut donc affirmer que la plante entière perd de son poids du 21 au 24 mai en sol sec, et du 24 au 28 en sol humide. Cette perte est suivie d'un très rapide accroissement en H, plus lent en S.

On ne peut nier que la plante H s'est trouvée depuis le début du développement dans les mêmes conditions d'humidité et même de température. Ce brusque accroissement indique donc que la plante ne s'accroît pas avec une vitesse égale. Après le minimum qui est un affaiblissement dû aux transformations chimiques internes, il y a un stade où des causes du même ordre favorisent à tel point le développement en poids, que la vitesse d'accroissement est six fois plus forte qu'avant l'affaiblissement.

Au point de vue chimique il y a là un sujet de recherches qui éclairerait sans nul doute différentes questions relatives aux synthèses organiques.

L'affaiblissement que nous signalons pour le Lin est certainement général, M. Jumelle l'a trouvé pour le Lupin. Il atteint le poids frais et le poids sec, mais surtout ce dernier.

Après l'accroissement brusque, la courbe est plus régulière, et ne subit une légère inflexion qu'au moment de la floraison. Vient ensuite une période d'augmentation de poids rapide, vers le maximum M′, qui arrive vingt jours plus tôt en H qu'en S. On voit la courbe de sol sec s'infléchir vers le haut à partir du 15 juillet. Ce changemcnt est dû à des pluies survenues du 15 au 18 juillet. Le taux centésimal d'eau au lieu de diminuer est resté stationnaire, le poids frais et surtout le poids sec continuent à s'accroître.

Le maximum en sol sec n'aurait pas dépassé $0^{gr},900$ sans la pluie. Grâce à elle il est monté à $1^{gr},020$ en peu de temps.

Cette constatation, jointe à celle qui est relative à l'Orge, que j'ai pu répéter artificiellement, ou constater naturellement après les pluies sur certaines plantes spontanées, nous permettra d'établir par la suite une conclusion générale sur l'importance d'une certaine teneur centésimal en eau pour favoriser l'accroissement.

Poids sec. — Les faits intéressants qu'on relève dans le développement du poids sec ont été signalés plus haut.

L'affaiblissement du début est plus accentué relativement, en S qu'en H, On voit en effet tomber le poids sec de $0^{gr},0115$ à $0^{gr},0062$ en sol sec, et seulement de $0^{gr},0244$ à $0^{gr},0152$ en H (fig. 14).

Après l'affaiblissement, en S la plante a perdu les 47/100 de son poids, et en H les 38/100.

Notons aussi que le maximum du poids frais en H ne coïncide pas avec le maximum du poids sec. Ce dernier continue à s'accroître souvent pendant quelques jours, alors que le poids frais commence à diminuer.

En S, au contraire, pareil fait ne se reproduit pas; ce qui s'explique par la considération suivante. Lorsque le maximum du poids frais est atteint en S la teneur centésimale en eau n'est plus que 64,22 p. 100. Au contraire, en H, il est de 69,10 p. 100. Ce dernier chiffre indique qu'il existe encore en H des parties incomplètement desséchées et par suite susceptibles de fabriquer encore de la substance sèche.

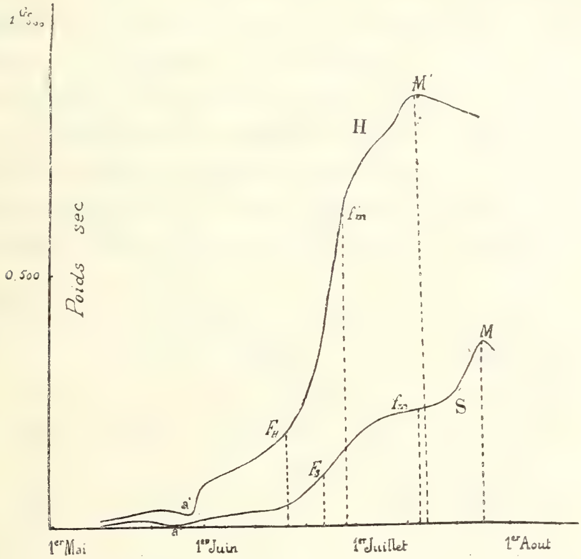


Fig. 14. — *Linum usitatissimum.* — Courbe du poids sec de la plante entière. (La courbe qui concerne la plante du col humide est indiquée F, M'.)

Les rapports des maxima du poids frais et du poids sec, en H et en S, sont :

Pour le poids frais : $\frac{H}{S} = 2.69$

Pour le poids sec : $\frac{H}{S} = 2.31.$

Proportion centésimale de poids sec et d'eau. — Pour un même stade du développement, le contenu en eau est supérieur en sol humide, mais comme la végétation est accélérée en H, il arrive un moment où la plante est plus aqueuse comparativement en S ; à cette époque la dessiccation commence en H, la fructification se terminant, tandis qu'en S la floraison vient seulement de commencer. La sécheresse ici a donc pour effet de prolonger la durée de la vie de la plante.

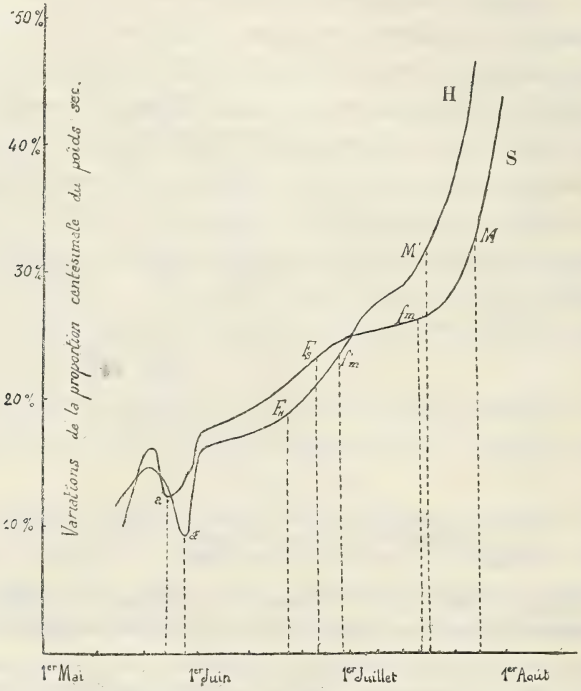


Fig. 15. — *Linum usitatissimum.* — Courbes de la proportion centésimale du poids sec par rapport au poids frais de la plante entière. — *a'*, M', courbe de la plante de sol humide ; *a*, M, courbe de la plante de sol sec. On constate que la plante de sol humide se dessèche avant la plante de sol sec, sa végétation ayant été considérablement hâtée par l'humidité du sol. La floraison est aussi plus précoce sur le sol humide.

Il est un fait très important à constater, c'est que, à l'époque de la floraison, pour la plante entière comme pour la tige et les feuilles, il y a toujours une proportion centésimale d'eau qui paraît sensiblement égale dans les deux cas. Ordinairement les courbes se rapprochent très près ou même se croisent. On sait par expérience que la floraison n'est pas déterminée chez une espèce donnée par l'arrivée de l'individu à un certain poids frais ou à certain poids sec : il existe, en effet, de très petits échantillons d'une espèce qui peuvent fleurir à côté de très gros échantillons non fleuris. Peut-être n'en est-il pas de même de la proportion centésimale d'eau et de poids sec. Il serait sans doute prématuré de conclure et généraliser, une chose aussi importante, après les quelques remarques précédentes appuyées seulement d'observations sur cinq ou six espèces. Il est dans tous les cas, permis de supposer que la teneur centésimale en eau est sensiblement fixe pour une espèce au moment de sa floraison ; que ce soit une des causes déterminantes de la floraison ou seulement un effet direct ou indirect, cette remarque paraît digne d'attention et mériterait quelques expériences complémentaires.

Cannabis sativa L.

Les mêmes recherches faites avec le Chanvre pendant la

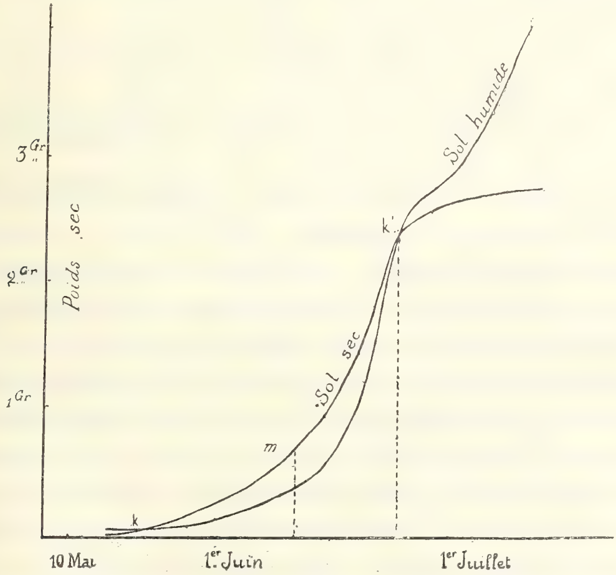


Fig. 16. — *Carthamus tinctorius*. — Début de la végétation. Courbes du poids sec de la plante entière indiquant les variations de l'optimum.

première partie de la végétation nous ont donné une explication très nette du phénomène du ralentissement de l'accroissement.

Poids frais. — La végétation a été très accélérée dès le début en H et en moins de cinquante jours la plante atteignait le poids de 53 grammes, tandis qu'en sol sec pendant le même temps, la plante n'avait atteint que 6 grammes. Cette progression de la différence observée devait s'accentuer de plus en plus, car la plante S ralentissait sa croissance.

Poids sec. — La différence des deux poids secs était analogue. La plante renfermait, en H, 8 grammes de substance sèche, et seulement 2 grammes en S.

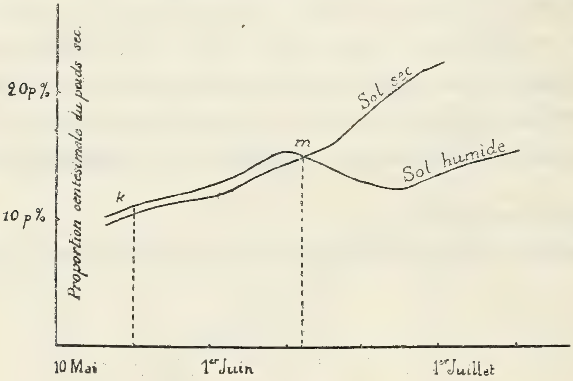


Fig. 17. — *Carthamus tinctorius.* — Variations de la proportion centésimale du poids sec de la plante entière au début de la végétation.

Proportion centésimale. — L'explication de cette différence si grande dans le développement est donnée par la courbe de la proportion centésimale de poids sec.

On remarque, en effet, que la teneur en eau est supérieure en H, mais peu différente, jusqu'au 25 mai. Cette différence, au contraire, s'exagère à partir de cette date et devient ensuite considérable ; elle atteint plus de 16 p. 100 le 23 juin, H renfermant 14,41 p. 100 seulement de poids sec, soit 85,59 d'eau, et S 30,16 de poids sec, soit 69,84 d'eau.

Dans des conditions aussi différentes, la plante S avait une croissance très ralentie relativement, puisque la plante H a quadruplé son poids du 23 juin au 8 juillet, tandis que la plante S l'a seulement doublé pendant le même temps. Cet exemple montre, d'une manière frappante, le ralentissement de l'accroissement en poids causé par une élévation trop considérable de la proportion du poids sec.

Cannabis sativa. — (Première partie de la végétation. — Plante entière.)

DATES.	Nombre de jours de végétation.	PLANTE DE SOL SEC.				PLANTE DE SOL HUMIDE.			
		Poids frais.	Poids sec.	Eau. 0/0	Poids sec. 0/0	Poids frais.	Poids sec.	Eau. 0/0	Poids sec. 0/0
1er mai.	Semis.								
11 —	10	0,121	0,028	77,11	22,89	0,216	0,043	79,80	20,20
13 —	12	0,197	0,047	75,73	24,27	0,313	0,065	79,02	20,98
16 —	15	0,225	0,033	85,16	14,84	0,421	0,055	86,94	13,06
21 —	20	0,385	0.091	76,20	23,80	1,075	0,188	82,48	17,52
24 —	23	0,418	0,100	76,10	23,90	1,505	0,301	80,00	20,00
28 —	27	0,610	0,152	75,09	24,91	2,190	0,452	79,37	20,63
1er juin.	31	0,845	0,218	74,18	25,82	2,346	0,481	79,50	20,50
3 —	33	1,290	0,340	73,64	26,36	2,660	0,549	79,37	20.63
6 —	36	1,335	0,362	72,90	27,10	5,550	1,092	80,33	19,67
10 —	40	1,337	0,415	68,97	31,03	5,700	1,190	80,69	19,31
13 —	43	241 5	0,755	68,70	31,30	8,200	1,675	79,58	20,42
16 —	46	2,485	0,765	69,20	30,80	11,985	2,253	81,20	18,80
20 —	50	4,715	1,340	71,59	28,41	17,225	3,000	82,59	17,41
23 —	53	»	1,995	69,84	30,16	53,885	7,765	85,59	14,41
29 —	59	6,615	»	»	»	91,985	»	»	»
8 juill.	68	14,520	»	»	»	200,00	»	»	»

Carthamus tinctorius L. — Jusqu'ici nous avons suivi le développement de plantes dont l'optimum d'humidité n'était pas dépassé pendant aucun moment de la végétation.

Le Carthame a eu depuis le début un sol de même humidité jusqu'à floraison, et cependant la plante visiblement a subi un moment (30 jours) en H un ralentissement de développement qui indiquait que l'optimum à cet instant était dépassé. Or, la même plante a ensuite pris le dessus et prospéré davantage en sol humide.

De sorte que si l'on représente le développement comparé des deux plantes pendant leur végétation, voici ce qu'on observe en représentant par (+) la plus grande et (—) la plus petite :

DATES.	PLANTE DE SOL SEC.	PLANTE DE SOL HUMIDE.
1er mai	=	=
15 —	—	+
20 —	=	=
1er juin	+	—
10 —	+ +	— —
18 —	+	—
22 —	=	=
1er juillet	—	+
20 —	— —	+ + +

Le tableau suivant donne des chiffres précis relatifs à cette plante. Une seule raison peut donner l'explication de ces changements :

La plante a un optimum d'humidité qui varie suivant le stade du développement.

En effet, le taux d'humidité étant sensiblement constant aussi bien en sol sec qu'en sol humide, on voit successivement la plante *H* prospérer, souffrir et prospérer à nouveau.

Carthamus tinctorius. — (Plante entière.)

DATES.	NOMBRE de jours de végétation.	PLANTE DE SOL SEC.				PLANTE DE SOL HUMIDE.			
		Poids frais.	Poids sec.	Eau. 0/0	Poids sec. 0/0	Poids frais.	Poids sec.	Eau. 0/0	Poids sec. 0/0
1er mai.	Semis.								
16 —	15	0,316	0,031	90,19	9,81	0,502	0,050	88,85	10,08
20 —	19	0,595	0,065	89,08	10,92	0,590	0,067	88,65	11,35
25 —	24	1,205	0,134	88,90	11,10	0,960	0,115	88,00	12,00
4 juin.	34	3,330	0,410	87,69	12,31	1,700	0,230	86,48	13,52
6 —	36	3,366	0,415	86,03	13,97	2,035	0,292	84,65	14,35
10 —	40	5,001	0,725	85,49	14,51	2,788	0,418	84,98	15,02
16 —	46	7,355	1,158	84,26	15,74	4,785	0,670	86,00	14,00
23 —	53	11,587	2,345	79,77	20,23	18,940	2,435	87,15	12,85
29 —	59	12,350	2,662	78,45	21,55	20,465	2,800	86,32	13,68
10 juillet.	60	14,030	»	»	»	29,060	4,373	»	15,05
20 —	70	15,555	»	»	»		»	»	»
30 —	80	17,070	»	»	»	62,460	»	»	»

Peut-être pourrait-on dire que la plante H s'adapte à un régime qui lui était défavorable, mais il resterait à expliquer pourquoi ce régime était défavorable après avoir été favorable au début.

Quand on dresse les courbes du *poids frais* et du *poids sec*, on voit nettement une période où la plante du sol sec prospère davantage que l'autre. Vers le 18 juin, on voit les deux plantes avoir le même poids frais, mais ce n'est que le 25 juin qu'elles auront le même poids sec. A ce moment, 25 juin, la plante S est au 11/17 de son poids frais maximum, tandis qu'elle n'est pas même au 1/3 de son poids en H.

Pendant la période *KK'*, 20 mai-20 juin (voyez la courbe figure 16), la plante S a donc accéléré considérablement son développement, ou mieux la plante H a retardé le sien.

Si l'on considère les variations centésimales du poids sec et d'eau, on voit la courbe monter lentement en S depuis le début jusqu'à la floraison. En H, au contraire, la plante subissant au début une accélération de croissance, le poids sec centésimal y est plus élevé qu'en S, mais subit une inflexion rapide qui correspond à une augmentation de la proportion d'eau de 3 p. 100. Le 25 juin, quand la plante S est arrêtée presque dans son développement par la dessiccation rapide (20 p. 100 de poids sec), la plante H n'a que 12,5 de poids sec et conserve une vigueur qui lui permet de s'accroître beaucoup.

Si la plante de sol sec avait été ramenée à un taux p. 100 d'eau voisin de 13 p. 100, elle aurait sans doute pu aussi continuer sa végétation et même dans d'aussi bonnes conditions que la plante H. Notons, en outre, que l'influence de la sécheresse avait amené la chute de beaucoup des feuilles ou au moins leur jaunissement. Ainsi, faute d'appareil assimilateur, le poids sec ne pouvait plus guère s'accroître. Dans le sol humide, au contraire, les feuilles restées bien vertes ont pu continuer à enrichir le végétal en poids sec.

Si l'on se reporte au début de la végétation, on constate que les feuilles étaient plus larges et plus longues en sol sec qu'en sol humide.

La sécheresse ne gênait pas le développement puisque la teneur en eau interne était très élevée. Ce n'est qu'après l'épuisement de cette réserve qu'on a constaté en même temps l'abaissement du taux d'eau interne et le ralentissement de la croissance. A ce moment les feuilles avaient cédé l'eau qu'elles renfermaient et se trouvaient complètemeut desséchées. Ainsi, pour le Carthame comme pour beaucoup de plantes, la floraison est le signal d'une forte transpiration qui peut amener une diminution dans la proportion de l'eau interne. C'est une période très critique qui peut se terminer par une dessiccation suffisante pour arrêter la production de nouveaux organes assimilateurs, et même aboutir à l'arrêt complet de l'accroissement en poids.

Si, s'inspirant de cette considération, on fournit à la plante assez d'eau pour réparer ses pertes dans sa teneur en eau interne, non seulement on entretient la vitalité pendant la fructification, mais ordinairement la plante est capable de pousser de nouveaux rameaux et de nouvelles feuilles qui contribuent à leur tour à augmenter le poids sec. Comme ces feuilles récemment apparues sont jeunes, leur action se prolonge assez longtemps après la première floraison.

Le début de la floraison est un instant critique qui décide du rendement final en poids.

Si l'on consulte les tableaux, on voit en effet le poids frais et le poids sec augmenter rapidement et même doubler en peu de temps. Il importe que cet accroissement se fasse normalement et sans entrave. La dessiccation interne, si faible qu'elle soit, est un obstacle à cet accroissement et par suite influe sur le maximum que la plante atteindra par la suite.

Plusieurs fois je l'ai constaté, soit par l'arrivée de la pluie pendant la fructification, soit par des expériences, l'eau qui survient dans le sol pendant la fructification de la plante est extrêmement importante, et peut en deux ou trois jours atténuer les différences de poids constatées depuis le début entre les plantes des sols secs et humides.

Nous avons insisté sur l'importance de l'eau au moment de la fructification, nous pouvons ajouter, que pendant toute la période qui précède la floraison, il n'est pas nécessaire que la plante dispose continuellement d'un sol très humide. Dans un sol très sec mais permettant cependant une certaine croissance, on voit les feuilles d'un vert foncé très différent du vert clair des feuilles en sol humide. S'il survient une pluie, même courte, mais pouvant humecter le sol, le lendemain une croissance rapide se produit. Cette croissance est si brusque et si importante que souvent, deux jours après la pluie, les plantes de sols secs sont beaucoup plus développées que les plantes de sols humides qui cependant avaient une avance assez considérable.

Il ne faudrait donc pas dire qu'il existe un optimum d'humidité du sol, constant pendant la végétation. Il est bien vrai, comme l'ont fait Hellriegel et Wollny, qu'en soumettant les plantes à différentes humidités du sol on obtient des rendements variables dont l'un est supérieur aux autres et correspond à un certain taux moyen d'humidité du sol, mais ce n'est qu'un résultat empirique qui n'explique rien quant au rôle de l'eau et donne une idée fausse de l'importance de celle-ci.

Pour préciser cette critique je prendrai comme exemple celui de Hellriegel sur l'Orge.

Représentant par 100 la quantité d'eau nécessaire à la saturation complète du sol, ce savant trouve que le rendement en matière sèche varie comme l'indiquent les chiffres suivants :

Humidité du sol.	Rendement en matière sèche.	
	Grains.	Paille.
	Gr.	Gr.
80 p. 100	8.77	9.47
60 —	9.96	*11.00*
40 —	*10.51*	9.64
30 —	9.73	8.20
20 —	7.75	5.50
10 —	0.72	1.80
5 —	»	0.12

On peut tirer du tableau les conclusions suivantes :

1. Il existe un taux d'humidité du sol qui est plus utile au développement qu'un chiffre inférieur et qu'un chiffre supérieur.

2. Les taux d'humidité de 25 à 80 p. 100 pour les grains et 30-80 pour la paille, donnent sensiblement les mêmes résultats.

L'humidité a été maintenue pendant toute la végétation. Les conclusions peuvent donc intéresser pratiquement les sols qui sont naturellement humides. On saura par exemple que, deux sols déterminés renfermant l'un 30 p. 100 d'eau, l'autre 60 p. 100, il vaut mieux cultiver l'Orge dans le second plutôt que dans le premier. Cela n'indique pas autre chose. S'il s'agit de deux sols secs renfermant 10 p. 100 d'eau et irrigables, quelle méthode devra-t-on suivre? Faudra-t-il donner 60 p. 100 d'eau au sol pendant toute la végétation?

Pour répondre à cette question il faut considérer qu'il peut y avoir une foule de solutions possibles donnant le rendement maximum 10,51 en grains et 11,00 p. 100 en paille : Donner à la plante une certaine quantité d'eau à un moment déterminé, après une légère sécheresse, donne de meilleurs résultats qu'une humidité dite optimum, permanente. Le tableau suivant donne le résultat de quelques-unes seulement des nombreuses expériences que j'ai faites à ce sujet :

ESPÈCES.	EN SOL SEC.				EN SOL HUMIDE.			
	Poids frais avant l'irrigation.	Intervalle.	Poids frais après l'irrigation.	Gain en poids.	Poids frais avant l'irrigation.	Intervalle.	Poids frais après l'irrigation.	Gain en poids.
Polygonum Fagopyrum L.	0,494	10 j.	19,40	*1,446*	0,755	10 j.	1,435	*0,680*
Linum usitatissimum L.	0,075	6	0,294	*0,219*	0,160	6	0,280	*0,120*
Lupinus albus L....	2,175	9	4,450	*2,275*	4,140	9	4,910	*0,770*
Helianthus annuus L.	0,540	17	5,550	*5,010*	1,355	17	3,405	*3,050*

On peut donc affirmer que les intervalles d'humidité et de sécheresse relative sont en général très profitables aux plantes ; beaucoup plus profitables que l'humidité permanente.

Cette dernière situation peut être surtout néfaste pour une plante bien adaptée aux sols très secs.

Le *Datura Stramonium*, par exemple, souffrira d'une humidité permanente, mais profitera beaucoup d'irrigations espacées.

Le nombre des plantes terrestres qui exigent une humidité permanente pour donner un rendement maximum doit être assez rare. Presque toutes doivent donner le maximum possible avec le concours de l'eau, mais répartie à différents intervalles, à certains stades précis de leur végétation.

Ainsi, il n'existerait pas un seul optimum d'humidité pour le développement en poids, mais plusieurs optima qui sont en rapport avec la proportion d'eau interne à chaque stade de la végétation.

Les arguments qu'on peut faire valoir en faveur de cette conclusion sont les suivants :

1° Pour une plante donnée, une interruption, même brève, dans le régime de sécheresse suffit à produire des effets extrêmement puissants (1) ;

---

(1) A l'appui de cette conclusion j'ai recueilli différents renseignements

2° Certaines plantes, qui bénéficient à certains moments d'une certaine humidité, peuvent en souffrir beaucoup pendant la période suivante de leur végétation.

Le Carthame a déjà été cité, nous avons constaté les mêmes phénomènes sur le Ricin.

Pour cette dernière plante, on a vu successivement l'avantage appartenir alternativement à la plante de sol sec ou à celle de sol humide, ainsi qu'on peut le voir par le tableau suivant :

DATES.	EN SOL SEC.	EN SOL HUMIDE.
1er mai	=	=
15 —	+	—
28 —	=	=
15 juin	—	+
10 juillet	=	=
20 —	+	—
15 août	=	=
5 septembre	—	+
15 —	=	∓

---

en Algérie sur l'influence d'une pluie très passagère au point de vue des rendements agricoles. En 1892, de deux localités situées à la même latitude aux environs de Aïn-Beida, l'une a reçu pendant *deux heures seulement* une pluie violente à un certain moment de la végétation. Le rendement à l'hectare de l'Orge et du Blé dans la localité visitée par l'orage, a été double de celui qu'on a obtenu dans l'autre localité restée sèche.

(1) Pluies du 1er au 5 juillet.

DEUXIÈME PARTIE

INFLUENCE DE L'EAU SUR LA CROISSANCE.

A mesure qu'il croît et augmente de volume, le corps de la plante augmente généralement de poids. Mais cette augmentation de poids n'est pas une règle générale. « Une Liliacée, dont le bulbe pousse sa tige feuillée, peut perdre le tiers de son poids pendant que sa première feuille a décuplé de longueur (1), » et que le volume de son corps a augmenté aussi. Les pertes dues à la respiration ou à une forte transpiration peuvent aussi souvent permettre la continuation des phénomènes de croissance tout en produisant une perte de volume ou de poids.

L'étude que nous avons faite de l'accroissement en poids demande donc à être complétée par celle de la croissance en général des divers membres de la plante.

La germination est le point de départ de la croissance ; nous avons donc expérimenté en vue de voir l'importance de l'eau du sol sur ce phénomène.

Les résultats signalés ici ont été obtenus dans des expériences faites sur le Haricot et le Lupin semés en pots dans quatre sols de différentes natures et à trois degrés d'humidité variables suivant la capacité de chaque sol pour l'eau.

On en peut tirer les conclusions suivantes :

1° Une terre saturée d'eau (2) produit un gonflement rapide des graines, mais la germination est généralement entravée totalement.

---

(1) Van Tieghem, *Traité de botanique* (1re édition, p. 23).

(2) Une terre est dite saturée quand son hygroscopicité est satisfaite et que les intervalles capillaires contiennent le plus d'eau possible.

Dans un sol perméable (sable) ou léger (terre de bruyère), quelques graines peuvent cependant arriver à germer, grâce à l'air qui reste adhérent aux particules terreuses ou organiques.

La principale entrave de la germination en terre saturée résulte donc du défaut d'aération de la terre. Cette action néfaste n'en reste pas moins imputable indirectement à l'excès d'humidité et varie suivant que la terre est *continue ou discontinue* d'après la terminologie de Gasparin (1).

2° Un sol presque à demi-saturation favorise beaucoup la germination.

3° Un sol sec, où on place assez d'eau pour gonfler les graines, mais où l'on n'entretient pas l'humidité qui diminue à mesure de l'évaporation, donne une germination presque aussi rapide qu'en terre demi-saturée ; mais la croissance est considérablement ralentie par le manque d'eau.

Le ralentissement de la croissance, produit par une sécheresse relative du sol, est mis en évidence par le tableau suivant, qui donne une observation, faite trois jours après le semis, sur la longueur de la jeune pousse.

Phaseolus vulgaris L.

	Sol sec. 5 0/0 d'eau.	Sol très humide. 15 0/0 d'eau.	Influence de l'humidité.
	Moyenne.	Moyenne.	Moyenne.
Sable de Fontainebleau.	4-6^{mm}	22^{mm}	Quadruple la croissance.
Terre de bruyère.......	6-8^{mm}	12-15^{mm}	Double la croissance.

4° L'observation de la germination dans les sols argileux et calcaires permet de conclure que l'action de l'humidité, bien que se manifestant dans le même sens, est variable suivant le sol considéré. Les conditions nécessaires à la germination étant multiples, si l'humidité entrave l'une d'elles, immédiatement le résultat est compliqué par cette action indirecte.

---

(1) P. Gasparin, *Traité de la détermination des terres arables.*

C'est ainsi que le pouvoir d'imbibition, l'hygroscopicité, l'évaporation, variant avec la constitution physique et chimique des sols, un certain taux d'humidité peut produire dans la croissance une accélération très variable suivant les sols. C'est du reste ce qu'indique le tableau précédent.

La plante dans le sable humide donne une pousse quatre fois plus grande que celle du sable sec, et la plante qui croît dans la terre de bruyère humide donne seulement une pousse deux fois plus grande que si elle était dans la même terre sèche renfermant 5 à 6 p. 100 d'eau.

Si l'on opère sur un sol mixte les résultats sont intermédiaires. Il est donc utile de faire cette remarque que les différences observées dans nos expériences sont relatives à un sol déterminé, et par suite susceptibles de variations si l'on opère sur un autre sol.

L'expérience nous a toujours cependant démontré que les variations de l'action des différents sols, qui paraissent si importantes au début de la végétation, s'atténuent beaucoup et sont plus faibles par la suite.

CROISSANCE DE LA RACINE.

La racine, qui se développe à l'air libre, change sa direction et recherche l'humidité si on place sur un côté un corps imbibé d'eau. Cet organe possède un hydrotropisme positif si prononcé qu'il annule complètement le géotropisme.

Dans un sol, assez meuble, l'hydrotropisme de la racine est encore très facile à constater. On sait par des observations nombreuses que les racines se dirigent dans le sol vers le point de plus grande humidité, si le sol est relativement sec.

Les cultures en sol sec et en sol très humide devaient donner, par suite de l'hydrotropisme, des différences dans la morphologie externe des racines.

Dans beaucoup de mes cultures je pouvais, en effet, constater deux dispositions des racines dues à l'hydrotropisme.

1° Il arrivait ordinairement que la racine était nettement pivotante en sol sec et chevelue presque sans pivot en sol humide.

Nous citerons comme exemple le Sarrasin, *Polygonum Fagopyrum* L. On observe, en sol sec, un pivot de 18 à 20 centimètres de longueur présentant des ramifications peu nombreuses et seulement au voisinage du collet effectif de la racine.

Ces ramifications sont clairsemées et perpendiculaires au pivot, quelques-unes (quatre ou cinq) ont 1 millimètre de diamètre à leur naissance.

En sol humide, d'autre part, on trouve un pivot de 5 centimètres se terminant par trois ou quatre radicelles orientées plus ou moins suivant la pesanteur.

Le long du pivot naissent de nombreuses radicelles ramifiées et enchevêtrées.

En sol très humide il y a un pivot de 3 centimètres se terminant par une fourche, et le tout entouré par un enchevêtrement de radicelles fines et très nombreuses.

La même différence moins accentuée s'observe chez le *Raphanus sativus*, (Voyez pl. IV, fig. 5 et 6) où le pivot est extrêmement accusé, et très allongé en sol sec.

2° Certaines racines développent en sol sec un pivot perpendiculaire à la surface du sol et s'enfonçant assez profondément avant de se ramifier.

La richesse en eau de la partie superficielle du sol a été constamment entretenue en sol humide. Le pivot se ramifie plusieurs fois à une très faible profondeur (8-10 centim.) et émet souvent des ramifications qui deviennent très fortes en épaisseur et rampent *parallèlement* à la surface du sol presque à fleur de terre (*Cannabis sativa*, *Helianthus tuberosus*).

Entre ces deux types se rangent différents intermédiaires qui présentent la particularité bien connue d'avoir toujours une racine plus chevelue en sol humide qu'en sol sec.

Si l'observation ci-dessus est banale dans sa généralité, ce qui l'est moins, c'est la constatation de différences aussi importantes que celles signalées déjà pour le Sarrasin. L'aspect des deux sortes d'échantillons est en effet très différent.

On peut donc formuler la conclusion suivante :

L'humidité du sol paraît ralentir la croissance terminale de la racine principale et exagérer la croissance des ramifications secondaires et tertiaires. La distance des insertions des radicelles est beaucoup diminuée.

Ces résultats sont inverses de ceux qu'on observe sur la tige.

Quand un sol est très sec l'allongement terminal de la racine principale est accéléré par la sécheresse.

Cet effet doit être mis sur le compte de l'hydrotropisme positif, car les parties profondes du sol sont plus humides que les parties superficielles.

Dans le cas d'arrosages très fréquents et très abondants, la surface du sol est presque toujours saturée jusqu'à une faible profondeur; cette humidité détermine donc la racine à se développer dans cette région : c'est ce qui explique la présence de racines traçantes à fleur de terre dans les sols humides.

Au point de vue pratique, on peut dire que la plante est plus profondément enracinée dans un sol sec. Cependant la stabilité de la plante est souvent plus faible en sol sec qu'en sol humide. On constate fréquemment, en effet, que les parties supérieures de la racine de la plante S, sont ridées par une grande dessiccation, cette particularité nuit beaucoup à la fixation de la partie aérienne qui ainsi n'a qu'un faible point d'appui.

CROISSANCE ET RAMIFICATION DE LA TIGE.

Il est établi que la tige s'allonge davantage dans l'air saturé de vapeur d'eau que dans l'air sec.

Il en résulte que si elle est exposée sur ses parties latérales à une humidité inégale, elle s'infléchit vers le côté le plus sec : l'hydrotropisme de la tige est donc négatif. Nous ne nous occuperons pas de l'action de l'air humide sur la croissance, mais seulement de l'action de l'humidité du sol.

Il est clair que l'humidité du sol n'agit sur la tige que par l'excès d'eau qui y entre et s'y maintient. Si on compare, comme nous l'avons fait, la proportion centésimale d'eau pendant la végétation en S et en H, on trouve, comme nous l'avons vu, de 3 à 5 p. 100 d'eau en plus pour l'ensemble de la plante H ; en réalité, certains organes, comme les feuilles adultes, ont une différence qui est rarement plus forte.

En cherchant le poids sec des feuilles arrivées à l'état adulte, on a trouvé en effet pour des lots de feuilles comparables :

		POIDS frais.	POIDS sec.	POIDS SEC. %	EAU. %
		Gr.	Gr.		
Sarrasin (fleuri)....	S.	2,195	0,428	19,50	80,50
	H.	2,320	0,432	18,61	81,39
Chanvre............	S.	0,950	0,285	30,00	70,00
	H.	1,190	0,320	26,89	73,11
Lupin..............	S.	1,820	0,332	18,24	81,76
	H.	2,330	0,340	14,57	85,43
Fève...............	S.	3,340	0,541	16,16	83,84
	H.	3,225	0,417	12,93	87,07
Courge.......... ..	S.	2,230	0,485	21,74	78,26
	H.	3,170	0,620	19,55	80,45
Pavot..............	S.	0,310	0,035	11,30	88,70
	H.	1,370	0,120	9,49	90,51

Les feuilles naissent sur la tige de bas en haut (formation centripète par rapport à l'axe caulinaire) et les bourgeons naissent successivement à l'aisselle des feuilles ; mais leur différenciation en branches s'opère très différemment dans les deux sols.

Il n'est pas rare, comme l'indiquent les auteurs (1), de voir sur une tige, qui a cessé de s'allonger pour une cause quelconque, les bourgeons se développer en branches de haut en bas (formation centrifuge).

---

(1) Van Tieghem, *Traité de botanique* (1re édition, p. 274).

C'est ce qui a lieu souvent pour les plantes de sol sec qui sont arrêtées dans leur croissance longitudinale par la sécheresse du sol. L'allongement terminal restant longtemps stationnaire, les ramifications de la tige s'accroissent davantage.

Pour les plantes de sol humide, au contraire, l'accroissement terminal se continuant sans interruption et avec rapidité, la ramification latérale est au début assez rare ; mais, par contre, aussitôt que se produit le ralentissement de la croissance, après la floraison, on voit successivement s'ouvrir les bourgeons, et il s'ensuit une abondante ramification centrifuge (descendante) qui s'étend d'autant plus loin que presque tous les entre-nœuds ont conservé leur vitalité, même après leur limite de croissance.

Pour la plante de sol sec fleurie, le développement centrifuge des bourgeons est très rare, il est plutôt centripète, mais localisé en haut de la tige et assez rare. Comme ces rameaux du sommet sont peu nombreux, on a une ramification en ombelle ou en grappe serrée.

Dans la plupart des cas la ramification terminale est un corymbe largement développé en sol humide et une grappe irrégulière en sol sec.

Au point de vue du port, la tige de sol humide a un contour très large un peu élargi encore au sommet, à ramification très abondante. La plante de sol sec est assez grêle et capitée.

Pour la plante de sol humide :

a. *Jeune.* — Le développement des bourgeons est centripète (ascendant), rare ou nul ;

b. *Adulte.* — Le développement des bourgeons est centrifuge (descendant), très répandu.

Pour la plante de sol sec :

a. *Jeune.* — Le développement des bourgeons est centrifuge (descendant), assez répandu ;

b. *Adulte.* — Le développement des bourgeons est centripète (descendant), rare ou nul.

En règle générale on sait que l'accroissement donne à la tige une forme cylindrique ou prismatique; ensuite il se produit une différenciation en fuseau ; l'axe transversal de ce fuseau est placé à une hauteur variable suivant les espèces ainsi qu'on l'admet généralement.

Mes observations permettent d'affirmer que cette différenciation est corrélative de la ramification.

Comme l'humidité du sol retentit beaucoup sur la ramification, j'ai pu établir une relation évidente entre la largeur de la tige à différents niveaux et la ramification à ces mêmes niveaux.

En un mot, l'épaississement ultérieur de la tige ne se fait pas au hasard. Comme la ramification constitue le port de l'espèce et que ce port est relativement fixe, il s'ensuit que l'épaississement suit une règle propre à l'espèce.

Mais tout ce qui modifie la ramification modifie par contrecoup l'accroissement en largeur, ainsi que nous allons l'expliquer.

Après un grand nombre d'observations relatives à la croissance, j'ai pu formuler la remarque suivante :

Les dimensions en diamètre que peut acquérir un entre-nœud paraissent en rapport avec les phénomènes de croissance des ramifications du nœud immédiatement supérieur.

Démonstration avec le Sarrasin. — Ex. fig. 18, A. La tige restera sensiblement cylindrique si chaque nœud donne seulement un pédoncule foliaire. Si le bourgeon *b* se développe quand la feuille *f* a terminé sa croissance, en général l'entre-nœud inférieur 1 a aussi terminé sa croissance et le développement de *b* n'aura plus d'influence sur l'accroissement de l'entre-nœud 1.

Si, au contraire, le bourgeon *b* se développe dès le début du développement de la feuille *f*, le développement de ce bourgeon produit un appel de substance et l'entre-nœud inférieur s'accroît en diamètre et non pas en longueur.

Cet entre-nœud devient ainsi un centre qui commande le développement de la tige T et du rameau R_1 issu de *b* (fig. 18, B).

La tige T, en général, ayant une avance considérable au point de vue de l'âge, reste plus grosse que le rameau R. Mais, comme nous l'avons dit, l'accroissement de l'entre-nœud 2 est en rapport avec le développement de R_2 et R_1 suit le développement de R_1'.

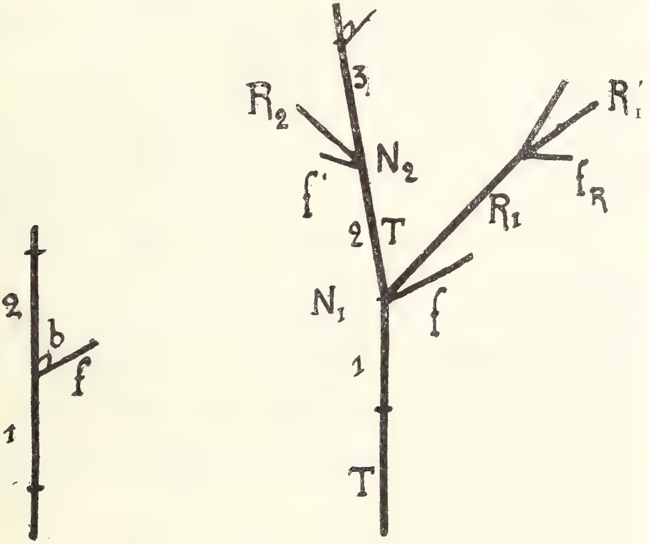


Fig. 18 (A et B). — Schéma de la ramification du *Polygonum Fagopyrum* L. — *b*, bourgeon axillaire ; *f*, *f'*, f_R , feuilles axillantes ; R_1, R_2, R_1', rameaux issus des bourgeons ; 1, 2, 3, entre-nœuds ; T, tige principale.

Il s'ensuit que si R_2 se développe très rapidement (notamment si R_2 apparaît presque en même temps que R_1), 2 aura une avance très grande, car R'_1 n'apparaîtra que plus tard. Il peut arriver, au contraire, que 2 continue à croître en longueur si sa vitalité est grande.

Alors R_2 n'apparaît que presque simultanément à R_1', surtout si R_1 cesse très tôt son accroissement en longueur, et par suite avance l'apparition de R_1'.

Il s'ensuit alors une lutte de vitesse dans l'accroissement de R_2 et R'_1.

Mais 2 étant, dans ce cas, plus long que R_1, R_1' a un certain avantage sur R_2, d'où il résulte que R_1 s'accroît en diamètre plus rapidement que 2.

On a alors une fourche formée par la tige et son rameau, où l'on a suivant les cas :

Premier cas. — $T > R_1$ (en diamètre). Cas ordinaire correspondant à : T le plus petit possible ; R_1 le plus grand possible ; R_2 ayant un développement très avancé sur R_1' ;

Deuxième cas. — $T = R_1$ (en diamètre). Cas correspondant à : T assez long ; R_1 assez court ; R_2 peu avancé sur R_1' ;

Troisième cas. — $T < R_1$ (en diamètre). Cas correspondant à : T le plus long possible ; R_1 le plus court possible ; R_2 et R_1' apparaissant sensiblement en même temps (ou R_2 après R_1' ce qui est rare), et en général T plus long que R_1.

Relations suivantes corollaires. — Le rapport des dimensions en diamètre $\frac{T}{R_1}$ peut donc être $> = <$ que 1.

L'avenir des deux branches de la fausse dichotomie en dépend.

En général, si $\frac{T}{R} > 1$, la plante est élancée et peu ramifiée.

Au contraire, si $\frac{T}{R_1} < 1$ ou $= 1$, la plante est ramifiée en largeur, puisque chaque rameau, pour son propre compte, possède « une fraction » de la vie totale de la plante, plus importante.

Chaque rameau secondaire représente dans la vie de la plante un facteur très important ayant, par suite, des charges et un but plus important. Il aura pour mission de fournir, par suite, son contingent de fleurs et de graines.

En résumé :

1° L'accroissement en longueur est antagoniste de l'accroissement en diamètre ;

2° L'accroissement en longueur terminé, l'accroissement en diamètre peut encore se produire ;

3° Les deux accroissements peuvent encore être simultanés, mais, en général, le maximum d'action de l'accroissement en diamètre arrive au moment où l'accroissement en longueur est sur le point de cesser;

4° L'accroissement en longueur est lié à la vie collective de toutes les parties de la plante;

5° L'accroissement en diamètre est lié intimement aux phénomènes d'accroissement qui se passent dans la région du nœud immédiatement supérieur;

6° Si l'accroissement en diamètre apparaît après la fin de l'accroissement en longueur, la plante tout entière voit ses proportions augmenter en largeur au détriment des dimensions en longueur. En un mot, l'accroissement en diamètre correspond à une déformation du port de la plante, qui exagère ses dimensions transversales.

Des observations dues à Dupetit-Thouars (1) prouvent que les stipes des *Dracæna*, des *Aloes* et des *Yucca*, s'accroissent en diamètre lorsque ces Monocotylédones se ramifient. Le *Dracæna umbraculifera*, par exemple, qui n'a qu'une cime comme les Palmiers, ne croît pas en diamètre; mais le *Dracæna Draco*, qui se ramifie, grossit considérablement. Le stipe des *Yucca* ne grossit point tant que ces végétaux ne conservent qu'une cime; mais si quelque accident les prive de leur tête, ils se ramifient, et dès lors croissent en diamètre. D'autre part, Dutrochet (2) fait remarquer que chez les Monocotylédones, l'augmentation de grosseur de la tige est toujours en rapport avec la grosseur du bourgeon terminal que possède cette tige.

« Lorsque, dit-il, ce bourgeon ne s'accroît point en grosseur, la tige qui en émane a constamment le même diamètre; lorsque le bourgeon grossit, la tige grossit également. »

Ces données, dont j'ai eu connaissance après avoir fait mes observations et tiré mes conclusions, viennent corroborer et recommander, par l'autorité de Dutrochet, la théorie que je viens de formuler plus haut, relativement aux Dicotylédones.

---

(1) Dupetit-Thouars, *Accroissement en diamètre du Dracæna.*

(2) Dutrochet, *Mémoires* t. I, p. 169.

Les remarques de ce genre sont assurément faciles sur les plantes Monocotylédones, à cause généralement de leur ramification très réduite.

On peut comparer chaque hampe de Monocotylédone à un entre-nœud de Dicotylédone, et ce que viennent d'énoncer Dupetit-Thouars et Dutrochet est applicable.

C'est la ramification, comme je l'ai dit, qui produit et influe particulièrement sur l'accroissement en épaisseur de la partie sous-jacente.

Cette remarque pourrait, sans nul doute, recevoir des applications pratiques, par exemple dans la taille des arbres, en vue de produire un effet ornemental déterminé.

Application à l'influence de l'humidité du sol. — L'humidité a pour effet, ainsi que je l'ai prouvé antérieurement (1), d'augmenter la période de temps pendant laquelle les entre-nœuds inférieurs de la plante peuvent s'accroître.

Les tissus du bas de la plante en sol humide conservent plus longtemps leur vitalité (temps t' au lieu de t). Il s'ensuit :

1° Un accroissement en longueur plus considérable;

2° Cet accroissement en longueur empêche l'accroissement en diamètre d'agir seul pendant cette période $(t' - t)$;

3° De plus, comme le bourgeon b, en général, ne s'épanouit que lorsque l'accroissement en longueur de l'entre-nœud inférieur est terminé, il s'ensuit un retard dans son apparition, d'où une avance pour b_1 le bourgeon supérieur de la tige.

Par suite, $\frac{T}{R_1}$ tend à augmenter en s'éloignant de 1.

R_2 conservera ainsi une grande avance et T aura la prédominance sur R_1. La plante s'accroît en longueur surtout.

L'inverse se produit si la sécheresse fait cesser l'accroissement en longueur des entre-nœuds, car alors chaque entre-nœud cesse assez rapidement son accroissement en longueur et commence aussitôt son accroissement en diamètre. Le bourgeon terminal est en outre plus gros qu'en sol humide, puisqu'il reste plus longtemps sans se développer. L'accroissement en diamètre en sol sec est d'autant plus fort que la tige se ramifie davantage dans la partie inférieure le cas est fréquent, ainsi que nous l'avons dit, plus haut, à propos de la ramification de la jeune plante en sol sec.

---

(1) Edmond Gain. — *Influence de l'humidité du sol sur la végétation* (Ass. fr. Av. Sc., Congrès de Pau, 1892).

Le résultat final est donc une tige plus haute en sol humide et proportionnellement moins large à la base qu'en sol sec. Si la sécheresse est telle que les bourgeons axillaires ne se développent pas du tout, les entre-nœuds restent courts, mais cependant proportionnellement plus larges qu'en sol humide.

INTENSITÉ DE CROISSANCE TOTALE.

L'intensité de croissance est, dans une certaine mesure, fonction de l'accroissement en poids. Nous avons vu cependant qu'il y avait lieu de faire certaines restrictions. Quand l'optimum d'humidité est dépassé à un certain moment de la végétation, il s'ensuit un arrêt dans l'accroissement en poids et dans la croissance terminale. Pour se rendre compte des différences d'intensité de croissance, il faut donc considérer des plantes qui ne dépassent pas l'optimum pendant toute la végétation.

En mesurant la hauteur finale des tiges avant la dessiccation, on obtient ainsi un rapport entre l'intensité de croissance en sol humide et l'intensité de croissance en sol sec.

Voici, pour les cultures de 1892, les principales valeurs observées :

		Taille maximum. cm.	Taille moyenne. cm.	Rapport $\frac{H}{S}$
Helianthus tuberosus (Topinambour).	TH	300	290	1.76
	H	320	300	
	S	180	170	
Avena sativa (Avoine).	TH	145	130	1.56
	H	140	125	
	S	90	80	

		Taille maximum. cm.	Taille moyenne. cm.	Rapport. $\frac{H}{S}$
Papaver setigerum (Pavot).	TH	100	95	1.57
	H	110	110	
	S	85	70	
Polygonum Fagopyrum (Sarrasin).	TH	160	130	1.35
	H	160	135	
	S	140	100	
Solanum tuberosum (Pomme de terre).	TH	80	75	1.54
	H	90	85	
	S	60	55	
Brassica Napus oleifera (Colza).	TH	75	70	1.18
	H	65	65	
	S	55	55	

Dans les cultures de 1893, les résultats sont analogues :

		Taille moyenne. cm.	Rapport $\frac{H}{S}$
Artemisia Absinthium (Absinthe.)	H	120	1.33
	S	90	
Brassica Napus oleifera (Colza).	H	80	1.23
	S	65	
Faba vulgaris (Fève)...........	H	70	2.33
	S	30	
Lupinus albus (Lupin)..........	H	60	1.50
	S	40	
Raphanus sativus (Radis)........	H	90	1.12
	S	80	
Polygonum Fagopyrum (Sarrasin).	H	90	1.50
	S	60	
Linum usitatissimum (Lin).......	H	70	2.00
	S	35	
Triticum vulgare (Blé)..........	H	100	1.25
	S	80	
Solanum tuberosum (Pomme de ter.)	H	80	1.60
	S	50	
Carthamus tinctorius (Carthame).	H	60	1.50
	S	40	
Lepidium sativum (Cresson alénois).	H	70	1.55
	S	45	
Helianthus tuberosus (Topinambour).	H	285	1.35
	S	210	
Hordeum vulgare (Orge).........	H	90	1.50
	S	60	
Cannabis sativa (Chanvre).......	H	250	2.27
	S	110	
Papaver setigerum (Pavot)......	H	100	1.66
	S	60	
Œnothera biennis (Onagre)......	H	80	1.23
	S	65	
Spilantes fusca (Cresson de Para).	H	35	1.16
	S	30	

Deux conclusions découlent de l'examen de ces chiffres :

1° L'optimum de croissance étant dépassé, l'intensité de croissance diminue en général, mais dans des proportions variables. Les plantes qui résistent bien à l'humidité ou qui sont presque indifférentes aux écarts d'humidité du sol ont un optimum plus élevé.

2° Les plantes qui craignent l'humidité, suivant l'expression courante, ont en général leur intensité de croissance diminuée dans des proportions beaucoup plus importantes, puisque leur santé se ressent davantage d'un excès d'humidité que d'un excès de sécheresse. Dans mes cultures, j'ai pu remarquer justement que ce sont toujours les plantes adaptées à la sécheresse qui résistent mal à l'humidité. C'était un fait prévu, mais qui pouvait ne pas être facile à constater.

La Courge, le Maïs, le Ricin, le Datura, etc., m'ont donné, comme on peut le voir, des différences aussi importantes en sens contraire des premières différences observées plus haut :

			$\frac{H}{S}$
Datura Stramonium (Datura).....	H	80	0.84
	S	95	
Cucurbita Pepo (Courge)........	H	180	0.60
	S	300	
Ricinus communis (Ricin).......	H	110	0.78
	S	140	
Zea Mays (Maïs)...............	H	135	0.77
	S	175	
Onobrychis sativa (Sainfoin).....	H	20	0.66
	S	30	

Pour toutes ces plantes l'optimum d'humidité n'est pas très élevé et s'il est dépassé, l'intensité de croissance est diminuée dans des proportions très considérables.

PÉRIODICITÉ DE LA CROISSANCE.

Deux individus d'une même espèce vivant dans les mêmes conditions extérieures, la courbe de capacité de croissance de ses différentes parties est analogue pour tous les deux.

Mais si l'on vient à faire varier une des conditions, on peut observer des différences qui lui sont imputables.

Deux procédés peuvent être employés pour faire ces observations :

1° Tracer pour les individus adultes les courbes de capacité de croissance le long de la tige de bas en haut ;

2° Examiner dans le temps, comparativement, les intensités de croissance totale.

Ces deux procédés doivent donner des résultats concordants.

L'intensité de croissance partielle, ainsi qu'on le peut facilement constater, est une fonction périodique de la distance à la base. « Les divers entre-nœuds qui composent une tige, dit M. Van Tieghem, bien qu'ayant eu tous, à un certain moment, la même longueur, ont finalement acquis des longueurs très différentes. Vers la base, les premiers entre-nœuds formés sont courts et les suivants sont de plus en plus longs, puis vient un entre-nœud qui est le plus long de tous, à partir duquel on rencontre, en s'avançant vers le sommet, des entre-nœuds de plus en plus courts. »

La loi qui vient d'être formulée entraîne comme conséquence que la croissance totale est aussi une fonction périodique du temps. La courbe de la croissance totale est en outre identique à celle de la croissance partielle, ainsi qu'on peut le prouver par le raisonnement (1).

Capacité de croissance des entre-nœuds et des rameaux. — Pour faire cette étude, qui est laborieuse et des plus monotones, il faut s'astreindre à mesurer les dimensions en longueurs des entre-nœuds d'un grand nombre d'échantillons de plusieurs espèces végétales croissant comparativement en sol sec et en sol humide.

Ce travail est très difficile à exposer avec précision. On se trouve arrêté d'abord par les nombreuses variations individuelles qui masquent le type principal et moyen. En outre, quand on arrive à la comparaison, on ne sait sur quel principe s'appuyer pour mettre en parallèle deux plantes qui, n'ayant ni le même nombre d'entre-nœuds ni le même nombre de rameaux, sont très dissemblables d'aspect. Nous avons expliqué plus haut ce qu'il faut penser de l'influence de l'eau du sol sur la ramification et sur l'accroissement en largeur; il en résulte que cette influence peut se manifester très différemment suivant l'espèce et suivant le stade de végétation.

---

(1) Van Tieghem, *Traité de botanique*, p. 33.

On comprendra donc qu'il serait imprudent d'échafauder de nombreuses conclusions sur un terrain aussi mobile, où souvent l'on pourrait généraliser à tort. Nous nous contenterons de donner quelques exemples qui mettent en relief plusieurs conclusions qui sont très générales, vérifiées dans tous les cas, et sont hors de toute discussion.

Pour les mettre en évidence, on s'est adressé à des tiges non ramifiées, et l'expérience prouve que dans chaque sol les courbes de croissance de plusieurs individus sont très analogues, pour de pas dire presque identiques.

Voici pour le Sarrasin (*Polygonum Fagopyrum*) les mensurations de la tige d'un pied non ramifié et portant seulement des feuilles alternes.

	SOL SEC.		SOL HUMIDE.		SOL TRÈS HUMIDE.	
	cm.	cm.	cm.	cm.	cm.	cm.
Axe hypocotylé	18	»	20	»	37	»
Pétioles des feuilles séminales	»	20	»	30	»	35
1er entre-nœud	30	»	112	»	*155*	»
Pétiole de la feuille qui y est insérée	»	42	»	77	»	*85*
2e entre-nœud	45	»	*145*	»	115	»
Pétiole de la feuille	»	53	»	*80*	»	60
3e entre-nœud	*65*	»	95	»	120	»
Pétiole	»	*56*	»	65	»	50 (fl.)
4e entre-nœud	50	»	60	»	112	»
Pétiole	»	50	»	35 (fl.)	»	35
5e entre-nœud	50	»	45	»	75	»
Pétiole	»	23 (fl.)	»	10	»	30
6e entre-nœud	30	»	30	»	50	»
Pétiole	»	7	»	4	»	10
7e entre-nœud	17	»	»	»	25	»
Pétiole	»	5	»	»	»	5
	305	306	507	356	689	310

Les trois échantillons ci-dessus sont des types moyens mesurés le 2 juillet, après la floraison, avant la fin de la croissance. Ils indiquent très nettement :

1° Que les parties les plus développées (entre-nœud et feuilles) sont situées plus bas le long de la tige en sol humide qu'en sol sec.

C'est un résultat très général qui est très évident. Si l'on dresse la courbe de capacité de croissance, le maximum est toujours plus près de l'axe des ordonnées pour la courbe de sol humide.

2° Toutes choses égales d'ailleurs, la capacité de croissance pour deux entre-nœuds homologues est plus faible en sol sec.

On peut en dire autant des feuilles. A ce sujet, ayant tracé la courbe de capacité de croissance des différentes feuilles, de la base au sommet, je suis arrivé à un graphique analogue à celui qu'a publié M. Léon Dufour (1). Dans ce travail on trouve cette conclusion que, toutes les autres conditions étant semblables, à une plus grande humidité du sol les limbes des feuilles sont plus grands. Cet auteur généralisait trop hâtivement, car ce résultat n'est acquis que si l'on ne dépasse pas l'optimum d'humidité. Cette dernière condition pouvant être très souvent réalisée dans la nature, cette restriction est donc de la plus grande importance.

J'ai déjà insisté sur la division qu'il fallait faire des plantes adaptées naturellement à la sécheresse, et des plantes, au contraire, adaptées à l'humidité. Les résultats sont très différents dans les deux cas, et cependant jamais les auteurs n'ont tenu compte de ces deux points de départ très importants.

L'optimum d'humidité pour une espèce est d'autant plus faible que cette espèce est adaptée davantage à la sécheresse.

De sorte que plusieurs auteurs peuvent soutenir des opinions divergentes sur l'influence de la sécheresse ou de l'humidité.

---

(1) Léon Dufour, *Influence de la lumière sur la forme et la structure des feuilles* (An. sc. nat., Bot., 1887).

Les termes de sécheresse et humidité n'étant que relatifs, une faible teneur du sol en eau peut être pour une plante donnée une humidité exagérée supérieure à son optimum. C'est surtout pour toutes ces plantes dont l'optimum est peu élevé, qu'il est faux de dire avec les auteurs : qu'une trop grande humidité détermine les plantes à pousser en feuilles et en pousses herbacées.

Nous allons le démontrer en examinant les phénomènes de croissance de la feuille :

Les expériences ont porté sur : *Ricinus communis; Artemisia Absinthium; Brassica Navus oleifera; Faba vulgaris; Cicuta virosa; Rubia tinctorium; Lupinus albus; Cucurbita Pepo; Polygonum Fagopyrum; Linum usitatissimum; Nicotiana rustica; Papaver somniferum setigerum; Solanum tuberosum* (5 variétés) ; *Datura Stramonium; Helianthus tuberosus; Hordeum vulgare; Zea Mays; Pisum sativum; Phaseolus vulgaris; Cannabis sativa; Carthamus tinctorius*, etc.

Rapports des dimensions du limbe et du pétiole. — Chez les feuilles pétiolées le rapport de la longueur du pétiole à celle du limbe est différent pour chacune des régions de la tige. La longueur du pétiole est, en effet, sous la dépendance de la capacité de croissance des entre-nœuds.

Je rappelle à ce sujet quelques résultats que j'ai mentionnés déjà (1) :

1° Dans le plan général du végétal, les entre-nœuds varient de longueur suivant les régions.

2° Les régions subissent un déplacement en hauteur, le long de la tige, sous l'action de l'humidité du sol.

3° Le pétiole maximum s'insère toujours sur l'entre-nœud maximum.

Si donc l'on dresse la courbe de capacité de croissance des feuilles en allant de la base au sommet, on trouve une différence importante due à la sécheresse du sol. Le maximum qui correspond au sommet de la courbe est plus près de la base en sol humide pour les plantes dont l'humidité favorise le développement pendant toute la végétation; le résultat peut être différent si, à un moment donné, l'optimum est dépassé.

---

(1) Edmond Gain, *Influence de l'humidité du sol sur la végétation* (Congrès de Pau. — Ass. fr. Av. sc., 1892).

Forme du limbe. — La forme générale du limbe est modifiée; mais si cette déformation est générale, elle se manifeste toutefois dans des sens variables suivant les espèces.

Il est cependant un fait qui paraît ne pas offrir d'exception, c'est que la base de la feuille paraît en sol humide douée d'une croissance qui se continue plus longtemps, d'où élargissement des deux parties latérales qui avoisinent le pétiole.

Quand le limbe se prolonge par des îlots foliacés sur les parties latérales du pétiole, ces parties sont beaucoup plus développées sur les plantes des sols humides (*Datura*, *Solanum*).

Les dentelures de la feuille sont toujours accentuées par la sécheresse du sol et plus pointues (*Carthamus*, *Datura*).

Quand l'extrémité de la nervure médiane se prolonge par une petite épine terminale, celle-ci est toujours accentuée sur un sol sec, tandis qu'elle émerge à peine du limbe sur la plante du sol humide (*Faba*).

Les feuilles subissent chez beaucoup de plantes une variation de forme depuis la base de la tige jusqu'au sommet. Il est donc nécessaire, pour établir la comparaison des feuilles des plantes de sol sec et des feuilles des plantes de sol humide, de s'adresser à des feuilles occupant des positions homologues sur la tige.

Les feuilles comparables diffèrent entre elles. Les différences s'exagèrent d'autant plus que l'on se rapproche davantage du sommet de la plante.

Les deux tableaux suivants indiquent des faits intéressants relativement à cette question : on y trouve les dimensions du limbe et le rapport de la longueur à la largeur, qui donnent des renseignements importants au point de vue de la forme générale du limbe.

Faba vulgaris.

Nos DES FEUILLES	SOL SEC.			SOL HUMIDE.		
	LONGUEUR. A.	LARGEUR. B.	A/ B.	LONGUEUR. A^1.	LARGEUR. B^1.	A^1/B^1.
	millim.	millim.		millim.	millim.	
1	26	18	1,44	39	32	1,21
2	35	20	1,75	34	29	1,17
3	35	20	1,75	35	23	1,52
4	36	20	1,80	35	20	1,75
5	37	19	1,94	38	20	1,90
6	39	17	2,29	45	27	1,66
7	29	15	1,93	42	26	1,62
8	30	14	2,14	47	24	1,95
9	30	14	2,14	51	24	2,12
10	30	12	2,50	57	25	2,28
11	33	12	2,75	57	26	2,19
12	35	12	2,91	57	26	2,19
13	34	12	2,83	48	23	2,08
14	31	10	3,10	41	20	2,05

On voit, dans le tableau relatif aux feuilles du *Faba vulgaris*, que pour deux feuilles homologues A est ordinairement $< A^1$ et B $< B^1$; mais les différences entre A et A^1, d'une part, et B et B^1, d'autre part, varient suivant les diverses feuilles.

De plus, si on fait le rapport de la longueur à la largeur, on voit que ce rapport est très différent pour les deux catégories de feuilles. Ainsi, pour la feuille n° 1 le rapport de la longueur à la largeur est de 1,44 en sol sec et de 1,21 en sol humide. Dans le premier cas, par conséquent, la feuille est plus effilée que dans le second.

En outre, on peut dire, d'une façon générale, que cette déformation s'accentue de la base au sommet de la plante, et plus dans le sol sec que dans le sol humide. Cette conclusion peut être étendue à la plupart des plantes qui bénéficient de l'humidité du sol pendant toute leur végétation.

Dans le tableau suivant on a pris des feuilles homologues dans dix régions de la tige numérotées en allant de bas en haut (plante fleurie).

Carthamus tinctorius.

N^{os} DES RÉGIONS DES FEUILLES, DE LA BASE DE LA PLANTE A SON SOMMET.	SOL SEC.			SOL HUMIDE.		
	LONGUEUR	LARGEUR.	SURFACE en cm^2.	LONGUEUR	LARGEUR.	SURFACE en cm^2.
	millim.	millim.		millim.	millim.	
1	72	22	**9,15**	40	9	1,95
2	68	19	6,10	49	10	3
3	65	18	5,25	52	18	6
4	53	14	5,04	67	29	**10,25**
5	44	10	4,10	54	28	8,55
6	42	10	3,90	52	28	8,25
7	20	11	2,10	38	18	3,75
8	15	5	1	15	12	1,50
9	14	4	0,75	9	7	0,90
10	13	3	0,50	10	6	0,50

On voit, par l'examen des chiffres du tableau, que, pour le *Carthamus tinctorius :*

L'optimum d'humidité du sol varie suivant l'âge de cette plante. Pendant la première période du développement, en effet, un sol relativement sec favorise le développement foliaire, et, par la suite, au contraire, les feuilles bénéficient d'une grande humidité.

Ces mensurations ne donnent, du reste, qu'une idée incomplète des déformations, car deux feuilles ayant même longueur et même largeur peuvent cependant différer de forme suivant la position de l'axe transversal qui est le plus grand.

Les feuilles composées ont souvent un nombre de folioles plus petit en sol sec (Lupin) et quelques folioles restent plus petites. (Voyez Pl. IV, fig. 1 et 2.)

Certaines feuilles qui ne possèdent pas d'ailes à leur base, de chaque côté du pétiole, traduisent en général leur grande turgescence par un accroissement au sommet ; la feuille, au lieu d'être ovale allongée, devient alors arrondie et élargie à son sommet (feuilles à développement basifuge).

En règle générale, la croissance est telle que la feuille tend à devenir aciculaire quand la plante s'est complètement développée sur un sol trop sec.

Surface. — Les auteurs s'accordent tous pour affirmer que l'humidité du sol exagère la surface des feuilles.

J'ai indiqué précédemment combien cette conclusion est peu exacte.

Voici deux séries de plantes où les résultats sont contraires par suite des exigences spécifiques.

(La surface de la feuille du sol sec est prise comme unité et représentée par 100.)

SURFACES DE FEUILLES COMPARABLES PRISES SUR DES PLANTES
DE SOL SEC ET DE SOL HUMIDE

PLANTES	SOL SEC	Sol humide	PLANTES	SOL SEC	Sol humide
Solanum tuberosum	100	155	Cucurbita Pepo	100	58
Hordeum vulgare	100	240	Datura Stramonium	100	65
Faba vulgaris	100	260	Ricinus communis (jeune)	100	91
Polygonum Fagopyrum	100	145	Carthamus tinctorius (jeune)	100	83
Papaver somniferum	100	550	Zea Mays	100	27
Lupinus albus	100	170	Polygonum sachalinense	100	64
Carthamus tinctorius (âgé)	100	345	Symphytum asperrimum	100	72

Parties accessoires. — *Stipules.* — Ces organes sont toujours beaucoup plus développés dans les plantes des sols humides.

Le tableau suivant donne un exemple des différences observées chez le *Lupinus albus*.

Lupinus albus.

N^os^ DES FEUILLES DE LA BASE AU SOMMET		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
LONGUEUR DES STIPULES EN MILLIMÈTRES	Sol sec	8	8	12	10	10	10	12	12	13	*14*	13	10
	Sol Humide	13	14	19	17	22	16	15	17	18	16	21	14

Chez le Lupin, les stipules participent, comme on le voit, à peu près dans les mêmes proportions, au développement du limbe.

On peut constater, en outre, que le stipule de longueur maximum se trouve beaucoup plus bas le long de la tige en sol humide et suit, par conséquent, la même loi que celle de la capacité de croissance des entre-nœuds et des feuilles.

DURÉE DE LA CROISSANCE.

La croissance de la plante comprend, comme on le sait, la croissance terminale, la croissance intercalaire de la tige et de la racine, et la croissance des ramifications (feuilles, radicelles).

On peut conclure de l'observation et de plusieurs expériences :

1° La croissance terminale de la tige est celle qui subsiste la dernière quand pour cause de sécheresse les autres croissances sont arrêtées;

2° Quand par suite d'une absorption insuffisante d'eau ou d'une transpiration excessive, l'eau vient à diminuer dans la partie aérienne, les feuilles cèdent de l'eau à la tige. Ces organes se fanent, mais ne se dessèchent pas.

Si le manque d'eau continue à se faire sentir, la racine cède à son tour l'eau qu'elle renferme ; cette eau continue à empêcher les feuilles fanées de se dessécher et permet au sommet de la tige de conserver assez d'eau pour ne pas périr.

Si l'eau ainsi fournie par la racine est insuffisante, on voit alors les feuilles se dessécher, une fois cette dessiccation commencée elle se continuera et aucune des feuilles ne reprendra sa vitalité.

Si, pendant cette dessiccation, on rend en abondance de l'eau à la racine, celle-ci a conservé au contact des particules du sol des parties vivantes qui peuvent absorber l'eau. La tige peut ainsi relever sa proportion centésimale d'eau et continuer sa croissance terminale. Elle pousse alors de nouvelles feuilles, mais toutes les anciennes feuilles tombent, des plus anciennes aux plus jeunes.

Si la dessiccation des feuilles n'a pas été assez forte pour dépasser la *fanaison*, la croissance n'en est pas moins arrêtée et les feuilles même jeunes restent petites, tandis que celles qui vont se développer seront beaucoup plus grandes.

Quand il y a peu d'eau dans le sol la croissance est donc non seulement ralentie, mais encore limitée.

Pour une espèce donnée une feuille qui apparaît à un certain stade de la végétation dispose d'un certain nombre de jours pour s'accroître. Si la croissance est très lente, la taille sera petite à la fin de cette période de croissance. A ce moment, si on fait cesser la cause qui ralentissait la croissance, on n'influe plus sur la croissance, puisque celle-ci est normalement terminée. Ce fait a été mis en évidence par deux expériences, l'une portant sur des feuilles l'autre sur des fruits.

Première expérience (sur la croissance des feuilles). — *Linum usitatissimum.*

On compare la taille maximum des feuilles obtenues à différentes hauteurs sur 3 cultures de Lin :

1° La première a été maintenue en sol très humide pendant toute la végétation ;

2° La seconde a été maintenue en sol sec pendant toute la végétation ;

3° La troisième a végété d'abord en sol sec jusqu'à la floraison, puis a continué à végéter en sol humide. C'est un arrosage ou une pluie naturelle qui peut amener ce changement.

J'ai ensuite répété plusieurs fois l'expérience.

Si on divise la tige en dix régions de 5 centimètres environ en prenant pour chacune une feuille type on obtient les trois séries qui sont représentées Planche I, fig. 4, 5, 6.

Les dessins sont faits d'après des empreintes de feuilles et sont en grandeur naturelle.

Dans la série I, les deux feuilles 1re et 2me de la base ont 20 à 25 centimètres de longueur, et les autres (3me à 10me) jusqu'en haut atteignent 30 millimètres.

Dans la série II, les deux de la base ont 5 à 6 millimètres, et les autres 6, 7 et 8 millimètres.

Dans la série III, les feuilles de 1re à 5me sont comme en II, et les feuilles 6,7,8,9 atteignent les longueurs suivantes :

La sixième..................	12mm
La septième..................	17mm
La huitième..................	20mm
La neuvième..................	20mm

La dixième feuille qui se formait au moment même de l'expérience a atteint 26 à 28 millimètres, et cependant le poids de la plante est beaucoup plus faible qu'en sol humide.

Les conclusions à tirer de cette expérience sont relatives à la fois à la durée de croissance, à la capacité de croissance et à la limite de croissance.

Les feuilles 5,4,3... sont restées insensibles à l'action de l'eau, leur durée de croissance était donc terminée au moment de l'expérience, la sécheresse avait limité leur croissance à une taille très petite (7 millimètres environ). Les feuilles 6,7,8,9, au contraire, étaient avant la pluie à peu près de la taille de 4 et 5, mais elles n'avaient pas complètement atteint leur limite finale de croissance, l'arrivée de l'eau a prolongé leur durée et leur capacité de croissance, dans des proportions inégales.

La feuille 6 atteint en effet 12 millimètres, puis ne dépasse pas cette longueur, la feuille 7 peut arriver à 17 millimètres et les feuilles 8 et 9 vont jusqu'à 20 millimètres.

Cette dernière longueur est inférieure de 1/3 à la taille maximum des feuilles de la série I, mais cette taille est presque atteinte par la feuille 10 formée plus tard et qui ne subit pas l'influence de la sécheresse antérieure.

Ainsi, pour la plante de *sol sec arrivée à floraison :*

1° La limite de croissance est atteinte dans les deux tiers de la tige et de ses dépendances ;

2° L'accroissement ultérieur sera localisé dans le tiers supérieur ;

3° Cet accroissement est limité par un état de réceptivité, qui résulte du régime antérieur de la plante.

L'accroissement centrifuge des rameaux sera limité par l'état de la tige à la floraison ; jamais on ne verra de rameaux apparaître au-dessous de la 6^{me} région.

En *sol humide* au contraire la durée de croissance est plus longue pour chaque entre-nœud et pour ses dépendances, on peut voir apparaître des rameaux dont le développement centrifuge commence en 10 pour descendre quelquefois jusqu'en bas.

L'expérience faite sur le Lin l'a été aussi sur le Chanvre (*Cannabis sativa*). Les conclusions qui en sont la conséquence ont été, en outre, observées sur le Topinambour (*Helianthus tuberosus*), le Pavot (*Papaver setigerum*), etc.

Deuxième expérience (sur la croissance des fruits). — *A. Capsella Bursa-pastoris.*

La comparaison et les conditions de l'expérience sont les mêmes que dans l'expérience précédente.

L'inflorescence que nous donnons (Planche I, fig. 1, 2, 3) représente la série III où l'humidité exerce son action à partir d'un certain moment de la végétation, pendant la fructification.

L'action de la sécheresse se manifeste avant l'expérience :

1° Par le rapprochement des pédoncules floraux qui sur l'axe sont insérés en grappe serrée ;

2° Par la taille réduite des fruits. Les fruits sont d'autant plus petits qu'ils sont plus près du sommet du rameau.

Après l'expérience, l'arrivée de l'eau n'influence nullement les fruits déjà formés. Un seul fruit indique la transition, ce fruit représente la feuille 10 de l'expérience précédente : il était à peine formé au moment de l'arrivée de l'eau, mais au-dessus, sous l'influence de l'humidité du sol :

1° Les pédoncules floraux sont espacés, ce qui indique un accroissement intercalaire de l'axe de l'inflorescence ;

2° Les fruits atteignent tous une grande taille. Cette taille est égale à celle des fruits de la série I. Dans la série II, les inflorescences restent comme à la partie inférieure de III, et la taille maximum des fruits ne dépasse pas celle du fruit M de la série III.

B. *Lupinus albus.*

Pour le Lupin, la série I possède des fruits qui ont 9 centimètres de longueur sur $1^{cm},8$ de largeur, les graines sont nombreuses. (Pl. IV, fig. 7).

La série II a des fruits très petits, dont la plupart ne dépassent pas $2^{cm},5$ sur $0^{cm},6$. Ils sont arrêtés dans leur développement par la sécheresse et les graines ne pourront se développer normalement ; une seule graine par fruit accapare en général les réserves. Les fruits étaient petits, mais certaines graines étaient presque mûres. (Pl. IV, fig. 8.)

L'eau survenant à ce moment sur le sol sec détermine une anomalie curieuse.

L'eau en arrivant dans la plante n'agit plus sur l'accroissement du fruit. Nous avions ainsi vu les feuilles du Lin des régions 1 à 5 rester insensibles à l'action de l'eau.

Mais à ce moment la graine est capable de profiter encore de l'eau qui abonde dans la plante et dont le courant est dirigé vers le fruit.

Le fruit ne pouvant plus se distendre et s'accroître, c'est la graine qui s'accroît et se gonfle rapidement. En deux ou trois jours, les graines ont triplé de volume. Sous l'influence de la pression de la graine la paroi du fruit s'applique exactement sur la graine et présente un aspect très anormal (Voyez Planche IV, fig. 9).

Comme en général en sol sec, il y a une ou deux graines seulement par fruit, on voit le fruit garder vers le haut et vers le bas sa forme ordinaire, il est seulement dilaté et distendu fortement en face des graines.

J'ai obtenu aussi cette anomalie chez le Colza et le Radis. Comme sur un même pied tous les fruits ne sont pas au même stade de leur développement, il arrive fréquemment que quelques-uns seulement réalisent cette déformation tératologique.

Si les fruits sont plus âgés ils restent insensibles à l'arrivée de l'eau, s'ils sont trop jeunes leur croissance continue régulièrement et aboutit à la formation d'un fruit analogue à celui de sol humide.

Dans tous les cas, on voit combien l'action de l'eau sur un organe est variable suivant le moment où elle s'exerce.

Les effets en sont très différents selon le stade du développement de chaque organe; si l'on remarque qu'il existe sur une plante des parties ayant des âges très différents (entre-nœuds, rameaux, feuilles, fruits), on se rend compte de la complexité des résultats morphologiques produits par l'arrivée de l'eau.

C'est une des causes qui interdisent au cours de ce travail, soit de détailler trop les résultats expérimentaux, soit de généraliser outre mesure à toutes les plantes, les conclusions obtenues sur quelques-unes seulement.

Cette remarque expliquera pourquoi dans certains cas nous avons dû donner des statistiques et des moyennes ou même seulement indiquer la marche générale du phénomène au lieu de le détailler.

Nous avons constaté, pour la racine comme pour la tige, qu'en H la croissance se continue régulièrement. La pluie survenant sur un sol sec produit des ramifications terminales nombreuses qui augmentent le nombre des fleurs.

Cette remarque expliquera des différences de morphologie externe. La plante de sol sec ne conserve guère que sa partie supérieure en voie de croissance, les parties inférieures étant desséchées. Quand l'eau survient, il y a donc production au sommet de ramifications en ombelles, ce sont les seules possibles.

Dans le sol humide, au contraire, la capacité de croissance dure plus longtemps, ainsi que nous l'établissons. Les pousses tardives peuvent donc apparaître le long de la tige à différentes hauteurs et élargir les contours de la plante qui devient moins élancée, tandis qu'en sol sec elle devient capitée et paraît plus grêle.

Cette influence est dualistique des différences qui se manifestent au début du développement.

Pendant la première période de croissance, on voit en effet que la plante de sol sec a une tendance à se ramifier en largeur, tandis que la plante de sol humide s'accroît surtout et très rapidement en hauteur.

Ainsi pour nous résumer :

1° La sécheresse tend à forcer la plante à se ramifier, *jeune* et à la *base*.

2° L'humidité tend à ramifier la plante quand elle est *adulte*.

a. Si elle agit sur une plante de sol sec, la ramification se fait tout à fait à la partie *supérieure*.

b. Si elle agit sur une plante de sol humide, la ramification se fait à la partie *inférieure moyenne et supérieure*, elle est *centrifuge*.

Un exception vient encore compliquer l'observation simple et les conclusions générales : c'est celle des plantes qui sont rampantes, émettent des stolons ou peuvent taller comme les Céréales.

Pour cette catégorie de plantes, qui sont en relation avec la surface même du sol, l'humidité est un facteur important de leur ramification.

Exemples : *Convolvulus*, différentes Graminées,... etc...

Le tallage est d'autant plus abondant en sol humide pour les Céréales que ces plantes ne possèdent pas un autre moyen d'employer la vigueur qui résulte d'une végétation active.

Quand un *Helianthus tuberosus*, par exemple, est plus vigoureux qu'un autre, il peut, d'une part, pousser des rameaux qui consomment, par leur croissance, une partie de la substance sèche, et d'autre part, emmagasiner le surplus dans ses tubercules.

Pour une Céréale au contraire, si la substance sèche se produit plus abondamment comme il arrive en sol humide, en dehors des feuilles qui peuvent se développer davantage, l'excédent élève la proportion de poids sec, et par suite avance la fin de la végétation, ce surplus sert aussi à développer les seules ramifications possibles : les tiges issues du tallage.

Nous pouvons donc déjà prévoir que ce qui diminue la durée de la végétation, c'est la diminution de la proportion d'eau interne.

Or, cette diminution peut être amenée par deux causes bien différentes :

1° *Sur un sol humide.* — Il suffit que la plante soit dans l'impossibilité d'employer l'excédent de substance sèche qui est produit abondamment ;

2° *Sur un sol sec.* — D'abord à cause des pertes dues à la transpiration et non compensées par l'absorption. Ensuite, si la végétation suivant son cours, la plante arrive à floraison, ce phénomène est suivi d'une très rapide dessiccation, faute d'eau pour réparer les pertes d'eau interne.

Enfin, sur un *sol sec*, si la privation d'eau est telle que la plante soit très retardée dans son développement, la floraison peut être retardée assez longtemps. Comme simultanément la plante de sol humide a fleuri, puis commencé à se dessécher, il arrive que la plante de sol humide a une végétation plus courte que la plante de sol sec. Ce fait est fréquent (Orge, Lin...).

Nous pouvons donc établir les conclusions suivantes :

1° L'humidité du sol, en favorisant le développement de la plante en poids, accélère la végétation, surtout si la plante ne peut pas produire de nombreux rameaux.

2° Pour les plantes qui fleurissent sensiblement en même temps, dans le sol sec et dans le sol humide, la durée de la végétation est toujours plus courte en sol sec.

3° Si la plante de sol sec est assez ralentie dans son développement pour fleurir plus tard qu'en sol humide, très souvent la durée de la végétation sera aussi courte ou plus courte en H qu'en S.

On s'explique par ces quelques conclusions que la suppression des rameaux soit un moyen de hâter la floraison d'une plante. En supprimant les rameaux on force la proportion centésimale de poids sec à s'élever, et par suite on hâte la fin de la végétation.

On comprend aussi pourquoi, en général, les plantes des sols secs ou des régions sèches ont un cycle végétatif assez court. C'est qu'elles périssent en général aussitôt après la floraison, et ne produisent ordinairement qu'une seule génération de fleurs. Les mêmes espèces en sols humides peuvent au contraire continuer à croître longtemps après la première floraison, et donner d'autres générations de fleurs, alors que les individus de sols secs sont complètement desséchés. L'habitude de voir ainsi une espèce porter des fleurs en H, alors que depuis longtemps en S toutes les fleurs sont passées, n'a certainement pas peu contribué à faire croire que la sécheresse hâtait beaucoup la floraison, et que l'humidité la retardait.

Il est en effet admis par les auteurs que la sécheresse avance la floraison et que l'humidité la retarde (1).

Nulle part on ne trouve d'expériences précises pouvant établir cette sorte d'aphorisme qui est basé en grande partie sur une observation peu exacte.

D'une part on admet que le développement foliaire nuit au développement des fleurs, et c'est en outre un fait bien constaté que les récoltes sont plus tardives dans les années pluvieuses (1). Mais une année pluvieuse manifeste autrement ses effets que par une simple élévation du taux d'eau interne :

---

(1) Van Tieghem, *Traité de botanique*, page 913.

Elle diminue la quantité de chaleur et de lumière reçues et modifie complètement la transpiration qui est corrélative de l'augmentation de poids sec.

En un mot l'air humide agit très activement concurremment avec l'humidité du sol.

On peut même dire que le rôle de l'air et le rôle du sol sont dualistiques.

Si l'on examine les causes qui influent sur la transpiration, l'assimilation et la respiration, on trouve, en effet, que pour la végétation, l'optimum consiste dans un air sec et un sol humide.

L'air humide diminue la transpiration et aussi l'assimilation en diminuant la chaleur reçue.

Le sol humide, au contraire, augmente la transpiration : L'absorption est beaucoup plus forte (2) et la surface de transpiration est plus grande. Nous avons vu également que l'humidité du sol est favorable à la nutrition en général, puisque l'eau est un aliment et un moyen de transport des éléments fertilisants du sol.

On constate de même une opposition complète entre l'influence du sol sec et l'influence de l'air sec.

L'air sec en effet favorise la transpiration de la plante, active l'évaporation du sol et par suite son aération. La sécheresse de l'air augmente aussi la quantité de chaleur reçue, et par suite favorise l'assimilation.

Le sol sec, au contraire, est nuisible à la transpiration, puisqu'il diminue beaucoup l'absorption et les surfaces de transpiration. L'assimilation est aussi entravée, puisque la nutrition des racines est défectueuse. Comme en général dans la pratique on constate la résultante de deux influences qui peuvent s'additionner ou se contrarier, l'observation est insuffisante pour expliquer le rôle de chacun de ces facteurs.

---

(1) Il est facile de s'en rendre compte en comparant les statistiques publiées par l'*Annuaire de Montsouris* (1882-86), et par les renseignements publiés dans la feuille mensuelle du Ministère de l'Agriculture.

(2) Edmond Gain, *Action de l'eau du sol sur la végétation* (*Revue générale de botanique*, janvier 1895).

Nous avons séparé leur action expérimentalement.

1. *Expériences à l'air ordinaire* (*air sec des étés 1892-1893*).

Les cultures ont fleuri ordinairement plus tôt en sol humide qu'en sol sec ainsi qu'on le voit dans le tableau suivant (cultures de 1892 au Laboratoire de Biologie végétale de Fontainebleau).

Il faut comparer surtout dans ce tableau le sol humide avec le sol sec. Le sol très humide, ayant dans quelques cas dépassé l'optimum, a pu produire un retard.

	SOL TRÈS HUMIDE		SOL HUMIDE		SOL SEC	
	Ouverture des bourgeons floraux	Épanouissement des fleurs	Ouverture des bourgeons floraux	Épanouissement des fleurs	Ouverture des bourgeons floraux	Épanouissement des fleurs
Avena sativa..	17 juillet	26 juillet	18 juillet	27 juillet	19 juillet	28 juillet
Polygonum Fagopyrum....	»	20 juin	»	21 juin	»	22 juin
Medicago sativa.........	30 juillet	9 août	14 août	20 août	11 août	20 août
Papaver setigerum.........	26 juillet	6 août	28 juillet	2 août	27 juillet	7 août
Phaseolus vulgaris........	2 juillet	6 juillet	1er juillet	6 juillet	3 juillet	7 juillet
Delphinium Consolida...	14 août	19 août	»	»	20 août	26 août
Solanum tuberosum......	8 juillet	13 juillet	6 juillet	11 juillet	7 juillet	11 juillet
Helianthus tuberosus.....	»	21 septembre	»	20 septembre	»	26 septembre
Linum usitatissimum......	»	20 juin	»	21 juin	»	6 juillet

Peut-être pourrait-on alléguer que la floraison est successive et qu'il est difficile d'indiquer une date moyenne de floraison. Pour répondre à cette critique, j'ai noté pour le Pavot la succession des fleurs dans un carré (1).

---

(1) On sait que, pour le Pavot, le fruit est formé quand la fleur s'épanouit. La corolle tombe quelques heures après l'épanouissement. On peut

Voici les résultats :

	Nombre des capsules.	
	Sol humide.	Sol sec.
3 août	5	0
5 —	20	0
7 —	32	0
12 —	60 *	8
17 —	86	13
18 —	97	22
19 —	107	31 *
20 —	115	48
23 —	120	61
30 —	130	70

On constate qu'au 13 août la moitié des fruits sont formés en sol humide alors que les premiers seulement apparaissent en sol sec. Ce n'est que le 19 ou le 20 août qu'on observe la moitié des fruits en sol sec.

Les résultats sont les mêmes pour les cultures de 1893, mais on a constaté, pour les raisons déjà indiquées, quelques plantes dont la végétation a été abrégée par la sécheresse ou d'autres dont l'optimum d'humidité du sol était dépassé et qui par suite ont subi un retard (Ricin, 2 variétés de *Solanum tuberosum*).

C'est ce qu'indique le Pavot et le *Solanum tuberosum* pour le sol très humide (Voyez tableau page 172).

La conclusion, c'est que toutes les conditions de l'air humide, mises à part, le sol humide ne retarde pas la floraison. Au contraire, il arrive souvent que le cycle végétatif est accéléré, le maximum de croissance est atteint plus tôt et la floraison plus hâtive (Orge, Avoine, Lin, Lupin, Pavot, etc.).

Toutes les conditions étant égales d'ailleurs, si la floraison arrive plus tard, c'est ordinairement que l'optimum est dépassé. Ajoutons que, sur un sol perméable, un été très pluvieux ne produit pas ordinairement pour la plante, une humidité qui dépasse l'optimum. L'air n'est pas très humide

---

donc baser l'observation du nombre des fleurs apparues, sur le nombre des capsules qu'on peut compter chaque jour dans un carré.

pendant un été chaud si les jours de pluie sont peu nombreux.

2. *Expériences comparatives dans l'air sec et dans l'air humide.*

Nous avons expérimenté : A. Sur les fleurs d'un même pied. B. Sur des plantes différentes.

A. *Nicotiana Tabacum.* Voulant déterminer l'action de l'air sec et de l'air humide, on a introduit dans des cloches semblables (Voy. Pl. III, fig. 1, 2), deux rameaux portant des fleurs de Tabac en bouton. Un rameau témoin se trouvait au dehors dans l'air d'une serre.

Sous l'une des cloches on plaçait un vase contenant de l'acide sulfurique qu'on renouvelait de temps à autre. De la ouate bouchait l'ouverture supérieure sans blesser le rameau qui est fragile.

L'autre cloche reposait sur l'eau, de sorte que l'humidité ruisselait sur les parois et indiquait la saturation de l'air.

Dans ces expériences on voyait les boutons floraux s'ouvrir bientôt les uns après les autres dans l'air sec, devançant l'ouverture des fleurs extérieures. Dans la cloche renfermant l'air humide on obtenait avec peine une ou deux fleurs qui fleurissent très tardivement. Quelques boutons tombaient sans s'ouvrir.

L'expérience indiquait clairement :

1° Que l'air très sec hâte la floraison;

2° Que l'air humide est au contraire très défavorable et retarde l'épanouissement des fleurs.

B. *Lupinus albus.* De hautes cloches de verre de 1 mètre de hauteur ont été disposées dans une serre; d'un côté l'air était saturé d'humidité; de l'autre du chlorure de calcium et de l'acide sulfurique maintenaient le degré hygrométrique à un minimum très faible indiqué par un hygromètre.

L'expérience a porté d'abord sur le *Lupinus albus* et les échantillons en pots ont été placés sous les cloches aussitôt l'apparition des bourgeons floraux. Le pot était vernissé et recouvert d'une plaque de verre pour empêcher l'humidité de se transmettre à l'air, et un dispositif spécial permettait l'arrosage (Voy. Pl. III, fig. 3).

L'opération ayant lieu dans une serre tempérée, la température, vérifiée du reste, est restée sensiblement égale dans les deux cas, et l'influence de l'air humide sur l'éclairement peut être considérée comme négligeable.

Dans une expérience parallèle, à l'air libre, d'autres Lupins végétaient comme les premiers dans une terre riche en humus, où l'humidité du sol est restée pendant toute la végétation, les uns en sol sec 7 à 8 p. 100 d'eau, les autres en sol humide, 18,5 à 25 p. 100 du poids de la terre.

Voici les dates de floraison pour les quatre lots :

(1)	Air sec, sol sec..................	16 septembre.
(2)	Air libre, sol sec................	28 —
(3)	Air humide, sol humide........	21 —
(4)	Air libre, sol humide..	17 —

Ce qu'on peut déduire des expériences 1 et 2, c'est que l'air sec a beaucoup avancé la floraison (12 jours).

Les expériences 3 et 4 montrent au contraire que l'air humide retarde la floraison (4 jours).

Or nous avons indiqué précédemment les effets du sol humide : il accélère ordinairement la végétation et par suite hâte la floraison.

Les mêmes expériences ont été faites avec le *Datura Stramonium.* (Voyez Planche III, fig. 3.)

Il résulte donc de ces expériences :

Que la floraison se trouve retardée soit par le sol sec, soit par l'air humide, et qu'elle se trouve au contraire hâtée soit par l'air sec, soit par le sol humide.

Les deux facteurs qui retardent la floraison ne sont guère réalisés que dans les pays brumeux sur des sols peu hygroscopiques et très perméables. Dans ce cas, la chaleur reçue est considérablement amoindrie, ce qui accentue encore le retard dans la végétation.

On peut trouver par contre très souvent réunis l'air humide avec le sol humide (années pluvieuses et sols peu perméables), ou bien l'air sec et le sol sec (années sèches, contrées chaudes). Dans le premier cas, le retard causé par l'air humide l'emporte de beaucoup sur l'avantage procuré par le sol humide, et la floraison est très tardive. Dans le second cas, l'avantage considérable produit par l'air sec produit une floraison plus précoce.

Enfin les deux conditions favorables peuvent être réalisées dans toutes les contrées méridionales, et même partout pendant les années relativement sèches, ce résultat s'obtient par les irrigations. La plante bénéficiant alors d'un air sec et d'un sol humide les résultats sont surprenants. La floraison est alors activée d'une façon considérable et trois végétations peuvent se succéder là où sans le sol humide on n'aurait obtenu que une ou deux végétations complètes.

L'influence de l'humidité sur la floraison, phénomène le plus important de la vie végétale, peut donc se classer ainsi :

Air sec, très favorable à la floraison.
Sol humide, favorable à la floraison.
Sol sec, défavorable à la floraison.
Air humide, très défavorable à la floraison.

Variation de la croissance dans le temps. — L'examen journalier de la hauteur des tiges en sol sec et en sol humide indique très nettement que l'eau abondante accélère la croissance, mais cette accélération n'est pas identique pendant toute la période de croissance.

Prenons comme exemple une culture comparée de Sarrasin faite en 1892.

Le 20 juin après un mois de végétation, le *Polygonum Fagopyrum* avait une tige ayant les longueurs suivantes :

Sol très humide = 18 cm.
— humide = 11
— sec = 6

Douze jours après (2 juillet), alors que la végétation était en pleine activité, j'ai observé comme longueur moyenne des tiges :

Sol très humide = 70 cm.
— humide = 49
— sec = 30

A la fin de la végétation pendant la fructification on trouvait le 15 août :

Sol très humide = 120 cm.
— humide = 115
— sec = 100

Le simple examen de ces trois étapes va nous permettre de tirer les conclusions qui se rapportent à l'influence de l'humidité du sol :

$$\begin{array}{llll}
\text{Au 20 juin} & S_{TH} = 3S_S & S_H = \frac{55}{30} S_S & S_{TH} = \frac{882}{539} S_H \\
\text{Au 2 juillet} & S_{TH} = 2.3\, S_S & S_H = \frac{49}{30} S_S & S_{TH} = \frac{770}{539} S_H \\
\text{Au 15 août} & S_{TH} = 1.2\, S_S & S_H = \frac{34}{30} S_S & S_{TH} = \frac{562}{539} S_H .
\end{array}$$

Il est très visible que du 20 juin au 15 août les différences dans l'intensité de croissance ont été sans cesse en diminuant. De sorte que les différences maxima se sont produites vers le 20 juin ou un peu avant.

Or, au départ la différence était nulle, les plantules étant issues de graines semblables. La différence a donc augmenté pendant un certain temps pour atteindre le maximum qui correspond à $S_{TH} = 3\ S_S$, puis elle a décru. On voit donc que l'humidité exerce son action maximum pendant la première partie de la végétation. C'est à ce moment-là que l'optimum d'eau interne est le plus élevé. Il correspond sensiblement au point indiqué sur les courbes du développement en poids comme correspondant au minimum de la proportion centésimale du poids sec.

La conclusion est précise : un excès d'eau avant cette période n'est pas avantageux et plutôt nuisible, l'abondance d'eau à ce moment est extrêmement profitable à la plante, après ce stade l'excès d'eau est moins utile et peut même être nuisible.

Seulement, comme avant la floraison il y a un accroissement en poids très rapide, la consommation exige des réserves d'eau abondante dans le sol, mais non pas dans la plante. A ce moment-là si le poids sec centésimal interne s'élève trop rapidement la plante est arrêtée dans son développement, mais si, à mesure, la consommation est alimentée par l'eau du sol, la plante profite énormément de l'humidité.

Ainsi il y a dans la vie de la plante deux moments où elle bénéficie très sérieusement de l'eau de sol :

1° Au moment du maximum physiologique du contenu centésimal en eau interne.

2° Avant la floraison au moment du rapide accroissement en poids.

Entre ces deux étapes le sol peut contenir très peu d'eau sans causer à la plante un préjudice sérieux.

Au contraire, il y a bénéfice pour la plante à jouir dans l'intervalle de périodes de sécheresse relative. Pendant ce temps elle acquiert dans ses feuilles plus de chlorophylle et une chlorophylle plus active, elle se prépare en outre à passer facilement les deux périodes de crise que nous avons signalées, périodes qui dans les deux cas correspondent à un affaiblissement général visible, parfois par une diminution du poids total, et toujours au moins par une diminution du poids de la racine.

Ajoutons que des expériences sur de nombreuses plantes viennent confirmer ces données, nous citerons seulement encore quelques exemples :

Avena sativa (hauteur des tiges).

	Sol très humide.	Sol humide.	Sol sec.	$\frac{TH}{S}$	$\frac{H}{S}$
Le 2 juillet	32 cm.	28 cm.	13 cm.	2.46	2.15
Le 15 août	130	125	80	1.62	1.56
Le 30 août	145	140	90	1.61	1.55

On voit, par cet exemple, comme par celui qui précède, que la différence va en s'atténuant.

On peut, par des expériences directes, prouver que l'action de l'eau est de grande utilité aux deux stades cités plus haut :

Des Lupins et des *Helianthus* ayant végété les uns à la sécheresse les autres à l'humidité, on a donné de l'eau aux plantes des sols secs à des stades différents de leur développement.

Voici les résultats obtenus :

1° Les plantes qui ont eu de l'eau, aux deux périodes critiques, ont donné d'aussi belles plantes que celles qui ont eu de l'humidité pendant toute la végétation.

2° Celles qui ont eu de l'eau à un moment variable de leur développement, mais dont on a ensuite continué l'humidité, en ont d'autant plus bénéficié que le moment de l'irrigation était plus rapproché de la première période critique.

3° Les plantes qui ont eu une humidité exagérée depuis la germination jusqu'à la première période critique ont souvent beaucoup souffert de l'humidité.

D'autre part une humidité un peu forte risque de dépasser l'optimum et peut être nuisible pendant toute la végétation.

Considérons en outre les phénomènes postfloraux :

A la floraison doit succéder une certaine sécheresse pour favoriser la maturation, mais nous avons établi (et nous pourrions insister par de nombreux chiffres), que l'humidité, après la floraison, peut accentuer les différences dans de grandes proportions. Il résulte donc que, pour les plantes où l'on ne recherche pas une dessiccation rapide, il y a lieu pour réaliser l'optimum d'eau interne, nécessaire à la plante, de fournir au sol de l'eau en assez grande abondance, pendant trois périodes qui doivent succéder à trois périodes de sécheresse relative.

Il est utile de relever la teneur du sol en eau :

1° Au moment du minimum centésimal de poids sec.

2° Avant la floraison.

3° Dans la deuxième partie de la fructification.

Ces données générales doivent, bien entendu, être appliquées seulement pour les plantes pour lesquelles on veut obtenir le maximum de rendement en poids. Dans la pratique, ces données doivent être restreintes selon la plante considérée, et selon le but de la culture.

Pour préciser les notions précédentes, nous indiquerons par un graphique schématique (voyez figure 19) la proportion approximative d'eau libre du sol qui est avantageuse à la végétation en général, sous réserve des cas spéciaux. Les conclusions suivantes sont donc applicables seulement aux plantes dont l'habitat ordinaire n'est ni très sec, ni très humide.

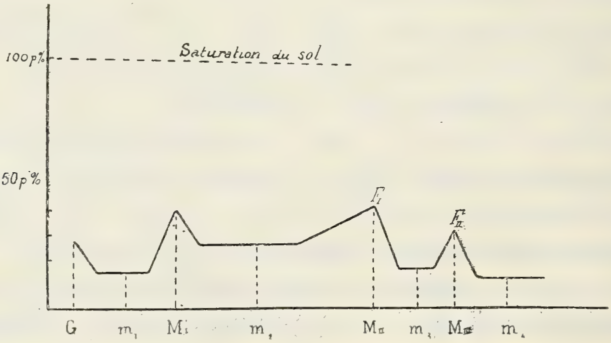


Fig. 19. — Courbe générale indiquant, pour chaque période de la végétation, l'humidité optimum du sol arable au voisinage des racines. — G, gonflement de la graine; M_1, minimum centésimal du poids sec (période de la première feuillaison); M_{II}, floraison; M_{III}, deuxième floraison; m_3, fructification; m_4, maturation des fruits et dessiccation de la plante.

Le gonflement de la graine exige une certaine humidité (optimum 25 à 30 p. 100 de la quantité d'eau nécessaire à la saturation du sol) (1), la plante bénéficie ensuite d'une

---

(1) Précédemment, nous avons indiqué la proportion d'eau contenue dans les sols sur lesquels nous avons expérimenté, en donnant le poids centésimal d'eau qu'ils renfermaient.

Ici, nous indiquons la proportion centésimale d'eau en fonction de la quantité d'eau nécessaire à la saturation, afin de permettre une générasécheresse relative (15 p. 100). Pendant cette période la racine peut se fixer solidement aux particules du sol; une fois cette fixation bien assurée le moment est venu de rendre au sol une forte humidité (40-45 p. 100), pour assurer :

1° Le développement régulier du poids de la racine et sa croissance générale.

2° Le développement normal de la tige et des feuilles en amenant rapidement le minimum du poids sec centésimal sans nuire à l'accroissement de la racine.

Si en effet le sol manque d'eau à ce moment-là, la tige qui doit élever sa teneur en eau, emprunte cette eau à la racine qui, ne pouvant pas la remplacer par une absorption abondante, se trouve entravée dans son développement, et peut compromettre son accroissement ultérieur par la dessiccation de quelques-unes de ses parties.

Après la période de crise passée, il est bon que le sol soit moins humide, car alors la feuillaison est très active et les feuilles peuvent être atteintes d'une chlorose partielle.

Une teneur en eau de 25 p. 100 de la saturation suffit à assurer une abondante feuillaison. Les feuilles restent d'un vert sombre.

Un peu avant la floraison, c'est le moment où toutes les courbes du développement en poids s'élèvent rapidement. Si l'on rend au sol une humidité plus forte (40-50 p. 100) on assure un accroissement rapide qui est d'autant mieux assuré que les feuilles sont plus vertes et par suite ont supporté précédemment une sécheresse relative.

Une fois la floraison produite, une dessiccation très rapide du sol (15 p. 100) est très utile. Une forte chaleur ou un vent desséchant le sol et activant l'évaporation peuvent produire naturellement cet effet. Mais comme ordinairement pour beaucoup de plantes un nouvel accroissement et une deuxième floraison sont possibles on les favorise par une humidité plus forte (30 p. 100) qui amène une seconde rami-

lisation facile des résultats, qui sont applicables à tous les sols mixtes de composition variée.

fication et une deuxième floraison auxquelles doit succéder la fructification qui exige un sol le plus sec possible (10 p. 100 environ) (1).

Il y a, comme on le voit sur la courbe, une sorte d'alternance dans les exigences de la plante en eau.

Une sécheresse continue de 10 p. 100 d'eau et une humidité permanente de 40-60 p. 100 sont aussi éloignées l'une que l'autre des exigences physiologiques du végétal.

Il y a pour chaque stade de la végétation un optimum variable qui assure le développement normal de la plante.

L'optimum ainsi réalisé amène presque toujours un développement maximum. Cependant pour certaines plantes qui sont adaptées à une certaine humidité il peut résulter un développement encore supérieur par le fait d'une irrigation permanente, mais, comme nous allons l'établir plus loin, cette croissance exagérée est physiologiquement tératologique, elle correspond à un état maladif tout comme le nanisme produit par la sécheresse.

Les deux principales fonctions, assimilation et transpiration, sont toutes deux en rapport avec la croissance de la plante, et retentissent sur l'ensemble complexe qui constitue l'état de santé du végétal; et c'est justement cet état qui assure à la plante son développement plus ou moins normal.

La transpiration comme l'assimilation peuvent sans doute varier différemment, dans de certaines limites, sans altérer l'évolution normale de l'individu. Dans tous les cas, il ne faut pas prendre pour état optimum de la plante une intensité de croissance maximum; pas plus qu'on ne trouve de relation directe entre la taille d'un animal et son état de santé. On sait au contraire qu'une intensité de croissance trop forte à un certain moment de l'existence peut compromettre l'existence de l'individu. Pour les plantes la même relation semble exister, car j'établirai par la suite que sous l'apparente vigueur d'une haute taille résultant d'une grande intensité de croissance, on peut trouver un état maladif qui se traduit par la dégénérescence des descendants directs.

---

(1) Ces chiffres sont indiqués en fonction de la saturation et par suite peuvent s'appliquer aux différentes terres arables, mais il ne faut pas oublier qu'ils ne sont pas absolus. Une terre légère très aérée, saturée d'eau, peut encore permettre la végétation, tandis qu'une terre forte renfermant seulement 80 p. 100 de l'eau nécessaire à la saturation n'est plus propice à la végétation. Voyez à ce sujet : Edmond Gain, *Action de l'eau du sol sur la végétation* (Revue générale de botanique, t. VII, 1895).

En un mot, qu'il s'agisse de croissance en longueur de la tige ou des rameaux, ou de la croissance en surface des feuilles, ou encore simplement de l'accroissement en poids, phénomènes qui ensemble déterminent les différences de morphologie externe, j'insiste sur ce fait qu'il faut séparer les plantes qui sont adaptées à la sécheresse de celles qui ne le sont pas.

Il ressort en effet de toutes mes expériences que les *exigences spécifiques* retentissent beaucoup sur le mode d'action du milieu.

En un mot, ici comme dans la plupart des phénomènes biologiques, le milieu n'agit pas dans le même sens sur toutes les plantes, et ce serait généraliser à tort que de formuler des lois qui ne tiendraient pas compte des habitudes de l'espèce.

TROISIÈME PARTIE

INFLUENCE DE L'EAU SUR LA PROPAGATION ET L'AVENIR DE L'ESPÈCE.

Les années de grande sécheresse peuvent être, soit la règle, soit l'exception, pour un climat donné. Dans le premier cas, si l'eau manque complètement, c'est le désert aride. Si au contraire certains mois de l'année amènent des pluies, la végétation est réduite à la période qui suit immédiatement l'arrivée de l'eau. Comme l'évaporation sous l'influence de la sécheresse persistante est rapide, les espèces à végétation trop longue sont peu à peu éliminées. Dans la concurrence vitale on voit donc persister les plantes à évolution hâtive, précoce et courte. Parmi ces dernières, celles qui sont le plus à l'abri du manque d'eau à cause de leurs racines grosses et profondes et de leurs feuilles réduites, sont naturellement les dernières persistantes. Elles survivent aux autres espèces disparues et peuvent ensuite se propager librement; il en résulte une flore spéciale qui, dans une contrée comme l'Algérie, par exemple, varie avec les hauteurs de pluies tombées et avec les propriétés physiques de l'atmosphère et du sol dans chaque région.

Dans le deuxième cas, quand la sécheresse exagérée est une exception, comme dans nos contrées depuis deux ans, quelle est l'importance de la sécheresse au point de vue de la propagation de l'espèce?

Telle est la question que nous allons examiner.

Dans nos pays tempérés où la végétation spontanée et cultivée reçoit annuellement des pluies en toutes saisons, mais où certains mois sont plus secs et plus chauds, les stades de végétation de la flore sont en relation avec la moyenne mensuelle des pluies et les quantités de chaleur.

De sorte qu'il existe des plantes de printemps, des plantes d'été et des plantes d'automne, celles d'hiver étant peu nombreuses.

Quand une année de sécheresse survient, son action sera très différente suivant le moment où la sécheresse se déclare.

Après un hiver très pluvieux, la sécheresse de printemps est rarement à craindre, mais si la sécheresse d'été qui peut y succéder n'a aucune influence sur les plantes qui sont fleuri au dernier printemps, elle pourra exercer cependant son action sur les graines issues de celles-ci qui sont disséminées sur le sol.

La sécheresse d'été exercera bien entendu son action sur les plantes d'automne dont les graines ne manqueront généralement pas d'eau pendant l'hiver.

L'action la plus importante sera donc la sécheresse de printemps qui, en se prolongeant, exercera son action à la fois sur la plupart des plantes de toute l'année et sur beaucoup de graines qui en seront issues.

L'humidité du sol retentit sur la nutrition et par suite sur la reproduction. C'est ainsi que M. Pfeffer a trouvé que les prothalles des Prêles donnaient plus de prothalles mâles sous l'influence de la sécheresse. Il y aurait donc à examiner aussi sur les plantes dioïques si la sécheresse du sol ne peut pas intervenir comme cause déterminante du sexe de la plante. C'est un sujet que nous avons abordé, mais où pour l'instant nous manquons de résultats suffisants pour nous prononcer.

Dans l'action de la sécheresse relativement à la conservation de l'espèce nous avons donc à considérer dans les cas les plus compliqués :

1° L'action sur la graine initiale ;

2° L'action sur la plante ;

3° L'action sur la partie de la plante qui doit perpétuer l'espèce (graine, tubercule, etc.).

Action sur la graine initiale. — Si nous supposons une sécheresse de printemps succédant à une année ordinaire :

1° Les graines qui germent pendant ou à la fin de l'hiver auront germé. Il y a lieu alors de considérer l'action de la sécheresse sur les jeunes plantules.

2° Les graines qui germent tardivement, plantes de fin de printemps, d'été et d'automne, ne trouvant pas d'eau pour leur gonflement ne pourront pas germer. Or, la durée de la maturité interne de la graine, autrement dit le pouvoir germinatif, varie beaucoup suivant la nature des réserves. Certaines graines, et notamment les Ombellifères, perdent le pouvoir de germer par le seul fait de la dessiccation. On sait que pour les conserver quelque temps il faut les maintenir dans un milieu humide. Une graine peut aussi perdre la maturité par l'action de la chaleur. Ainsi une sécheresse de printemps en empêchant la germination de nombreuses graines peut en même temps les anéantir. Beaucoup d'entre elles ne pourront pas attendre l'année suivante pour germer et par suite sont perdues.

Quelques-unes pourront germer l'année suivante, mais des expériences précises prouvent que d'année en année pour une espèce donnée, une proportion plus ou moins grande des graines n'est plus susceptible de germer.

Ainsi, à cet égard, on pourra dire qu'une sécheresse hâtive diminuera la postérité de certaines espèces dans des proportions variables qui pourront être considérables et atteindre certainement plus des 9/10 pour un pays.

Tel pré riche en Ombellifères après une année humide, n'en offrira que quelques échantillons après une année de sécheresse. La sécheresse passée continuera à exercer son action, d'une part directement par suite du faible nombre des procréateurs, d'autre part indirectement par suite des conditions mésologiques différentes. Car il faut admettre qu'après une année de sécheresse l'espèce aura à lutter contre des causes de destruction très différentes de celles qui l'assailliraient après une année humide (Insectes, Mousses, Champignons, etc.).

Action sur la plante. — Les conditions de milieu qui influent sur l'individu retentissent par suite sur l'espèce.

C'est un fait général en biologie que la nutrition influe beaucoup sur la fécondité de l'individu et sur sa descendance. Or, l'eau est un des principaux aliments de la plante. Elle influence à la fois le développement en poids et la croissance.

La dessiccation du sol survenant après la germination peut tuer les jeunes plantules (Fève, Pavot, Haricot, Raiponce). Dans mes expériences j'ai pu observer cette action sur le Pavot.

Quatre cultures de Pavot ayant été semées le même jour dans des terrains humides, 12 p. 100 d'eau, les uns ont été maintenus à l'humidité pendant trois semaines et laissés ensuite sans arrosage, les autres sont restés à l'humidité. Ces derniers sous l'influence de l'humidité ont pris une certaine avance sur les Pavots des sols secs. Une sécheresse chaude étant survenue, les 3/4 des plantules des sols secs ont été desséchées et tuées ainsi par la sécheresse.

Les plantules qui, dans les sols secs, ont échappé à la dessiccation dépassaient en poids $0^{gr},800$. Toutes les plantules inférieures à ce poids ont péri. Il est facile de s'expliquer pourquoi les plantules plus développées ont échappé à la sécheresse : elles disposaient d'une racine plus développée et qui s'enfonçait plus profondément.

Ces expériences mettent en relief : 1° l'action très pernicieuse de la sécheresse sur les plantules ; 2° l'action très différente de la sécheresse suivant le moment où elle sévit. Sur les cultures précédentes la sécheresse n'aurait eu aucune action si elle était survenue dix jours plus tard. A cette époque-là, en effet, toutes les plantules auraient dépassé le poids de $0^{gr},800$.

Pour d'autres plantes les conséquences sont moins funestes, car la plantule desséchée peut continuer son développement (Blé, Orge, Seigle, Maïs, Chanvre, Lentille).

Il existe des intermédiaires, c'est-à-dire des plantes qui supportent une dessiccation passagère et peu accentuée.

Les conséquences de ces différences sont des plus importantes ; non seulement la sécheresse détruira une partie des espèces végétales, mais elle laissera aux espèces survivantes le champ plus libre, la lutte pour l'existence sera cantonnée entre les plantes du second groupe, débarrassées du voisinage et de la concurrence des premières plantes citées.

En détruisant, ou en diminuant les individus d'une espèce, la sécheresse de printemps peut donc favoriser beaucoup et avantager d'autres espèces qui, mieux armées contre le climat, peuvent à l'état de jeune plantule résister à la dessiccation.

Supposons que la plante puisse supporter la sécheresse (1) et continuer son développement, ce qui est le cas pour beaucoup de plantes, même après un printemps sec. Nous pouvons cette fois faire une large part à la méthode expérimentale pour voir ce qu'il advient de l'espèce.

Depuis deux années le climat parisien a été exceptionnellement sec et j'ai pu installer des expériences au Laboratoire de Fontainebleau.

Pour ne pas compliquer les résultats par des différences dues à la culture, j'ai choisi de préférence des plantes cultivées ou qui poussent spontanément dans les jardins.

Relativement à l'avenir de l'espèce deux points doivent nous préoccuper :

1° Le nombre des graines ;

2° Les qualités des graines.

---

(1) Il faut entendre ici par sécheresse, non pas un sol privé d'eau, mais seulement ayant une teneur en eau très faible qui permet à la plante de fleurir et fructifier, mais qui contrarie cependant sa croissance.

NOMBRE DES GRAINES.

Le nombre des graines que pourra produire une plante sur un sol déterminé dépend :

a. Du nombre des inflorescences.

b. Du nombre de fleurs par inflorescence.

c. Du nombre des ovaires et des ovules fécondés dans chacune des inflorescences.

d. Du nombre des fruits qui arrivent à maturité.

e. Du nombre de graines par fruit.

Chacun de ces facteurs est en partie sous la dépendance de ceux qui le précèdent ; *a* et *b* dépendent de la vie de la plante avant la floraison ; *c*, au contraire, est en grande partie déterminé par les phénomènes extérieurs.

a. Le nombre des inflorescences dépend de la ramification. Celle-ci est en général beaucoup plus grande sur un sol humide que sur un sol sec. La croissance en effet se prolonge souvent longtemps après la première floraison, sur un sol humide. Sur un sol très sec au contraire la plante se dessèche rapidement et ne pousse plus de rameaux supplémentaires.

On peut donc dire que *la sécheresse diminue le nombre des inflorescences.*

Cette conclusion est appuyée sur l'observation de *Lupinus albus*, *Papaver setigerum*, *Mentha silvestris*, *Linum usitatissimum*, *Polygonum Fagopyrum*, *Faba vulgaris*, *Mercurialis annua*, *Œnothera biennis*, *Carthamus tinctorius*, etc.

Il peut arriver que la ramification soit à la base plus développée en sol sec, mais ces rejets ne sont pas souvent florifères et dans tous les cas ne sont que des exceptions rares à la conclusion que nous avons énoncée plus haut.

Les inflorescences sont d'autant plus nombreuses en sol humide que les fleurs apparaissent en H plus bas le long de la tige, ainsi que nous l'avons déjà indiqué (1).

---

(1) Edmond Gain, *Influence de l'humidité du sol sur la végétation.* Ass. Fr. Av. Sc. Congrès de Pau, 1892.

On peut comparer, à cet égard, deux pieds de Menthe, non ramifiés et comprenant un même nombre d'entrenœuds.

On sait que les fleurs apparaissent à chaque nœud en verticilles axillaires.

Comme exemple nous pouvons citer les chiffres suivants obtenus avec six pieds comparables :

Nombre de verticilles floraux axillaires.	En sol sec.	7. 6. 5.
		8. 6. 5.
	En sol humide.	12. 10. 13.
		10. 11. 7.

Ainsi le nombre des groupes de fleurs est très diminué par la sécheresse (1).

b. Le nombre des fleurs par inflorescence est un peu plus grand en sol humide qu'en sol sec. Pour la Menthe, on trouvait dans les cultures comme moyenne pour trente plantes :

55 fleurs par inflorescence en sol humide.
51 — en sol sec.

c. La fécondation est influencée aussi par la sécheresse ou par l'humidité du sol. Pour la Menthe, par exemple, les plantes des sols secs sont beaucoup plus aromatiques et odorantes que celles de sol humide. Elles étaient beaucoup plus fréquentées par les insectes, et c'est peut-être à cette particularité qu'est due la fructification plus abondante en S qu'en H.

Dans une année humide toutes les plantes sont dans les mêmes conditions, mais les insectes et les abeilles surtout sortent beaucoup moins.

La sécheresse pendant la pollinisation est, en outre, très favorable comme on le sait, puisqu'une pluie un peu prolongée ou une atmosphère humide peuvent provoquer le phénomène bien connu de la « coulure ». C'est aussi un fait souvent observé, que dans les années sèches, sur les arbres fruitiers la proportion de fruits noués est plus forte que pendant une année humide.

---

(1) Nous parlons ici des plantes herbacées, la question paraît tout autre pour les plantes ligneuses. Un printemps sec favorise en général la floraison des arbres. Il est bon d'ajouter que ces espèces ne souffrent généralement pas de la sécheresse du sol, à cause de leurs racines âgées nombreuses et des réserves d'eau que peuvent renfermer la tige et la racine. Un printemps sec n'agit donc pas, sur les arbres, comme sur les plantes herbacées dont le contenu en eau est affaibli rapidement si le sol manque d'eau.

d. Quoi qu'il en soit des causes qui provoquent les différences observées, nous trouvons par verticille floral dans différents échantillons :

En sol sec....	63	fruits sur	63	fleurs.	Soit pour 100 fleurs en moyenne 95 fruits.
	58	—	63	—	
	54	—	56	—	
	47	—	50	—	
En sol humide.	30	fruits sur	69	fleurs.	Soit pour 100 fleurs 53 fruits.
	34	—	62	—	
	31	—	55	—	
	36	—	61	—	

Comme on le voit il y a là un balancement organique très intéressant qui tend à diminuer l'influence fâcheuse de la sécheresse. Le nombre des fruits est presque égal à celui des fleurs en sol sec et moitié seulement en sol humide.

Cette différence considérable n'est sans doute pas la règle pour tous les végétaux, mais indique une relation intéressante qui n'est pas indifférente quand on envisage le sort de l'espèce.

e. Le nombre des graines par fruit est presque toujours plus faible en sol sec.

Il est surtout facile de s'en rendre compte pour les fruits des Légumineuses et pour les siliques des Crucifères. Nous citons seulement quelques exemples :

	Nombre de graines dans un fruit (moyenne).	
	En sol sec.	En sol humide.
Lupinus albus............	2	3
Phaseolus vulgaris.........	4	6
Pisum sativum............	3	5
Faba vulgaris.......	3	4

Les observations précédentes ont surtout pour but de montrer les divers modes d'action de la sécheresse sur le nombre des graines. Il est évident que pour quelques plantes toutes les causes citées peuvent agir. Dans la majeure partie des cas quelques-unes seulement doivent entrer en jeu. Beaucoup de fleurs, par exemple, n'ont qu'un ovule fécondé, le nombre des graines, dans ce cas, est donc le même que celui des fruits.

Le résultat final qui est, selon toute vraisemblance, très général, c'est qu'une *sécheresse* un peu prolongée diminue le nombre des graines dans de grandes proportions.

On peut s'en rendre approximativement compte en pesant deux récoltes de graines obtenues sur deux surfaces cultivées, l'une très sèche, l'autre très humide.

Si on représente par l'unité le poids de graines récoltées sur sol sec dans des expériences de ce genre, on trouve à peu près pour le rendement en sol humide :

Papaver somniferum	3
Polygonum Fagopyrum	2
Lupinus albus	4
Faba vulgaris	3
Pisum sativum	10
Avena sativa	6

La sécheresse paraît donc de ce côté très préjudiciable à la propagation de l'espèce.

Le nombre des graines est considérablement diminué.

Il ne l'est pas dans les mêmes proportions pour toutes les plantes.

Les espèces qui résistent mal à la sécheresse sont plus éprouvées que les autres, et comme elles disparaissent, les plantes adaptées aux sols secs bénéficient pendant l'année même et surtout pendant les années suivantes de la diminution de la concurrence vitale. Plusieurs années de sécheresse de suite dans une contrée font donc prospérer et dominer les espèces qui supportent bien la sécheresse, au détriment des espèces qui exigent beaucoup d'eau pour leur végétation.

On peut concevoir ainsi le changement lent de la flore d'une région et son passage graduel à une flore désertique.

Nous avons vu que le nombre de graines par fruit est plus petit en sol sec.

Le Pavot est une plante dont les fruits ont un nombre variable de carpelles. On peut observer que plus le fruit a de carpelles, plus il y a de graines par carpelle. Ainsi par exemple le nombre de graines dans une loge d'un fruit à cinq carpelles est beaucoup plus faible que pour une loge d'un fruit à huit ou dix carpelles. Ainsi le nombre des loges des fruits est une indication double relative à la quantité des graines.

En comparant les récoltes obtenues à l'aide de graines semblables, on a trouvé dans les deux sols :

A. *Culture 1892.*

En sol sec :	pour 100 fruits........	934	carpelles.
En sol humide :	—	982	—

B. *Culture 1893.*

En sol sec :	pour 100 fruits........	813	carpelles.
En sol humide :	—	892	—

La différence du nombre des graines est en réalité beaucoup plus importante.

Le poids moyen des graines récoltées en 1892 dans un fruit est :

En sol sec :	$0^{gr},733$	soit environ	1332	graines par fruit.
En sol humide :	$1^{gr},008$	—	1980	—

QUALITÉS DES GRAINES.

§ 1.

Sous ce titre il nous reste à étudier dans leurs rapports avec l'avenir de l'espèce, les graines produites pendant la sécheresse.

A ce point de vue il faut examiner d'une part, les réserves de la graine, d'autre part l'embryon.

On sait qu'il existe un certain rapport entre le poids d'une graine et le poids de la plante qui en est issue. Les grosses graines donnent en général des plantes plus fortes. Il y a donc intérêt à examiner si la sécheresse ou l'humidité n'influent pas sur le poids des graines.

Les expériences nombreuses que j'ai faites sont toutes concluantes et dans le même sens, comme on peut en juger dans le tableau suivant :

	Poids moyen de 100 graines bien conformées.		Rapport des poids.
	En sol sec.	En sol humide.	$\frac{H}{S}$
	Gr.	Gr.	
Lupinus albus..............	25.080	21.960	0.87
Phaseolus vulgaris...........	43.000	34.900	0.81
Linum usitatissimum.........	0.403	0.364	0.90
Lycopersicum esculentum.....	0.414	0.344	0.83
Avena sativa................	2.250	1.925	0.85
Papaver somniferum setigerum.	0.055	0.051	0.92
Raphanus sativus............	0.518	0.380	0.73
Brassica Napus oleifera......	0.332	0.298	0.89
Faba vulgaris...............	32.900	19.800	0.60
Datura Stramonium..........	0.745	0.585	0.78

Pour toutes les plantes étudiées à cet égard, et appartenant à plusieurs familles très différentes, *en sol sec les graines sont plus pesantes.*

Les graines sont réduites des 2/10 de leur poids par l'humidité. L'observation montre, comme nous l'avons dit, que le nombre des graines est par la sécheresse considérablement réduit dans chaque fruit et sur chaque plante. Il s'ensuit que chaque graine produite par la plante de sol sec correspond à une plus forte quantité de son poids sec. Ainsi, deux plantes comparables pèsent par exemple :

En sol sec : 8 grammes de poids sec et porte 50 graines.
En sol humide : 14 — — — 130 —

Une graine de sol sec correspond à $\frac{8}{50} = 0^{gr},160$ de poids sec.

— sol humide correspond à $\frac{14}{130} = 0^{gr},107$ —

Il y a presque toujours un rapport de ce genre dans la comparaison; de sorte que là peut-être est la vraie raison des différences de grosseur des graines. Avec cette théorie, l'explication est simple : en sol sec peu de graines se forment, celles-ci en bénéficient et absorbent pour leur compte les réserves disponibles qui auraient suffi à former un nombre plus grand de graines plus petites,

Je crois d'autant plus cette explication exacte que, expérimentalement, j'ai réalisé un fait analogue. En supprimant moitié des fruits sur une plante, on obtient des graines plus grosses dans les fruits qui restent. On s'en rend compte en comparant les graines obtenues avec celles d'un pied témoin aussi comparable que possible.

Il restait à vérifier si les graines plus pesantes venant du sol sec donnent des plantes plus développées.

L'expérience a été faite avec détail sur le Lin, le Lupin et sur six autres plantes parmi celles que nous avons citées.

Pour le Lin, le Radis, le Pavot, etc., nous avons constaté en général une germination plus rapide pour les graines de sol sec. Dans un lot de cent graines de Pavot par exemple, il y a plus de graines à germination hâtive dans celles de sol sec, mais les différences sont peu sensibles, car les dernières graines germées le sont en même temps dans les deux lots.

Des graines de Lin ayant été semées le 19 avril, on en a choisi plusieurs qui ont germé en même temps. Elles pesaient :

	Lot n° 1. Dix graines de sol sec.	*Lot n° 2.* Dix graines de sol humide.
Le 19 avril : avant le gonflement..	0gr,0402	0gr,0365
Le 1er mai : graines germées......	0gr,2650	0gr,2010

Ainsi, après onze jours, la plantule issue de la graine de sol sec pesait 6,57 fois la graine. Celle issue de la graine de sol humide pesait 5,78 fois la graine.

Le poids moyen d'une plante adulte issue de graines semblables et maintenue dans les mêmes conditions a été :

Plante du lot n° 1 (sol sec)............	2gr,880
Plante du lot n° 2 (sol humide)........	2gr,400

Les expériences dans lesquelles on a replacé dans un sol sec les graines issues de sol sec et dans un sol humide les graines de sol humide, ont donné toujours le résultat suivant :

Les différences observées l'année précédente sont considérablement atténuées. Les plantes de sol humide atteignent un poids moins élevé, et les plantes de sol sec atteignent un poids plus élévé que l'année précédente.

Comme les expériences ont eu lieu pendant trois années, on ne peut pas mettre sur le compte du climat variable la conclusion précédente. L'examen des cultures par une personne non prévenue a toujours été conforme à ce que nous venons de dire. Le poids des rendements venait, en outre, confirmer cette règle.

Dans des expériences croisées, voici l'ordre des rendements en allant du plus fort au plus faible :

1re culture en sol humide provenant de graines de sol sec ;

2e culture en sol humide provenant de graines de sol humide.

3e culture en sol sec provenant de graines de sol sec ;

4e culture en sol sec provenant de graines de sol humide.

Toutes les conditions étant égales d'ailleurs, on voit donc que les graines provenant de sol sec sont supérieures à celles qui viennent de sol humide.

Nous allons voir que l'infériorité des produits issus de sol humide ne tient pas seulement au poids inférieur des graines. Autrement dit, il n'y a pas seulement infériorité relative par rapport aux autres produits, il y a en même temps dégénérescence de la race par suite de l'influence de l'humidité.

Nous avons vu, pour le Pavot, que l'humidité favorisait le nombre des graines dans d'assez fortes proportions; parmi les qualités qu'on doit rechercher dans une graine si le poids est un facteur il n'est pas le seul.

L'embryon reçoit des caractères qu'il tire de l'individu qui lui donne naissance, l'expérience suivante va le démontrer :

Les graines issues de la récolte A de Pavot de 1892 ont été semées en 1893 dans un terrain A′ assez analogue, côte à côte avec une autre culture, B, provenant de graines ayant une autre origine. Les cultures A′ et B comprenaient des sols secs et des sols humides.

Les graines provenant de sol sec ont été semées en sol sec et les graines provenant de sol humide ont été semées en sol humide.

Voici les faits observés :

La culture B a donné les mêmes résultats que la culture A de 1892 ; savoir :

1° Culture plus prospère en sol humide ;

2° Fruits plus nombreux et plus développés ;

3° Nombre de loges par fruit plus grand ;

4° Nombre de graines plus grand.

La culture A′ au contraire a donné :

1° Cultures à peu près semblables en sol sec et en sol humide ;

2° Culture plutôt plus belle en sol sec ;

3° Nombre de fruits plus grand en sol humide, dans des proportions assez faibles ;

4° Nombre des loges plus grand en sol sec.

On trouvait en effet :

Pour 100 fruits :	en sol sec...............	736 loges.
—	en sol humide...........	558 —

Les résultats comparatifs sont plus démonstratifs dans les détails du tableau suivant :

TYPES DE FRUIT.	ANNÉE 1892.		ANNÉE 1893.			
	CULTURES A. — Pour 1000 fruits.		CULTURES B. — Pour 1000 fruits.		CULTURES A' issues de A. — Pour 1000 fruits.	
	Sol sec. S	Sol humide. H	Sol sec.	Sol humide.	Sol sec. S'	Sol humide. H'
14 loges.	0	16	0	0	0	0
13 —	66	72	0	7	0	0
12 —	105	153	19	50	1	0
11 —	107	177 M.	22	85	7	0
10 —	143	129	57	235 M.	78	8
9 —	218	177 M.	245	199	168	16
8 —	221.M	122	327 M.	207	232 M.	54
7 —	78	96	288	147	244 M.	167
6 —	40	42	38	63	186	188
5 —	20	16	4	7	78	369 M.
4 —	0	0	0	0	6	196
3 —	0	0	0	0	0	2

Pour le Pavot, chaque type de fruit est d'autant plus réduit qu'il comprend moins de loges. Les fruits les plus simples peuvent donc être considérés comme moins parfaits.

La culture A et la culture B montrent que le type le plus abondant est un type plus complexe en sol humide (type 8 en sol sec — type 9, 10 ou 11 en sol humide).

Les graines issues de A ayant été soumises au même régime, on observe un fait de la plus haute importance au point de vue théorique et pratique :

L'*humidité du sol* a produit une dégénérescence considérable qui se manifeste dans les cultures A', pour H' :

1° Par la réduction du nombre des carpelles dans les fruits (le type moyen devient le type 5);

2° Par l'apparition de fruits très dégradés qui n'existaient pas dans la culture A (type 4 nombreux et type 3).

Ainsi le nombre des graines est très réduit en H, à une deuxième génération. Le nombre des fruits étant toujours beaucoup plus élevé en H qu'en S la récolte reste encore plus forte en H mais dans de très faibles proportions.

Si l'on considère que la grosseur des graines est indépendante de ces variations, il faut admettre que l'humidité du sol agissant sur l'individu favorise son accroissement en tant qu'individu et favorise aussi le nombre de ses descendants. Mais, par un *balancement biologique* intéressant, on voit ces descendants frappés d'une dégénérescence si rapide que la première génération l'accuse fortement. Les exemples ne sont pas répandus, dans le règne végétal, qui permettent de constater avec autant de netteté l'influence ancestrale. C'est donc un fait digne d'attention que de voir la croissance exagérée de l'individu correspondre à un état maladif dont nous voyons la traduction dans les descendants directs. Sans cette expérience sur l'avenir de l'espèce nous ne pouvions pas soupçonner que la plante de sol humide, beaucoup plus vigoureuse en apparence, était dans un état d'infériorité relative par rapport à la plante qui végétait péniblement en sol sec.

Ainsi pour nous résumer :

L'humidité du sol donne des *graines plus petites* et *susceptibles de faire dégénérer rapidement l'espèce.*

La sécheresse du sol, en obligeant l'individu à végéter assez péniblement, en diminuant considérablement le nombre de ses descendants, a du moins cet effet imprévu de retremper pour ainsi dire « l'espèce » elle-même, qui, par la suite sort plus vigoureuse et mieux douée pour la concurrence vitale ultérieure.

Dans nos premières conclusions relatives au *nombre des graines* nous avions vu la sécheresse nuire à la propagation de l'espèce ; en examinant la *qualité des graines* cette fois l'avantage reste à la sécheresse. C'est un exemple de plus à ajouter à tous ceux qui se rapportent au balancement organique, dont l'effet est de maintenir les êtres dans certaines limites de variabilité.

Au cours de cette étude nous avons envisagé l'action de la sécheresse sur la propagation par graine de l'espèce des plantes herbacées.

Détaillant successivement les divers facteurs qui font varier le nombre des graines, nous avons conclu que la sécheresse était très défavorable à la propagation de l'espèce. Abordant ensuite l'étude des qualités de la graine, grâce à la méthode expérimentale, nous avons montré que l'humidité du sol diminue le poids des graines et peut faire dégénérer rapidement l'espèce, même dès la première génération.

Cette seconde conclusion est donc une restriction de la plus haute importance, et met en relief un balancement organique très intéressant qui empêche le milieu extérieur de réagir trop violemment sur l'évolution de l'espèce.

Au point de vue pratique nous pouvons formuler la loi suivante :

L'humidité du sol favorise et augmente dans des proportions considérables le rendement en fruits et en graines. L'irrigation est donc recommandable quand on a en vue le rendement industriel. Au contraire, l'irrigation doit être évitée avec soin, quand on a en vue la récolte de la graine pour *semis*. Irriguer les porte-graines serait s'exposer à obtenir des graines dégénérées et plus petites. La sécheresse au contraire paraît très favorable pour maintenir les qualités de l'espèce.

§ 2.

Nous avons jusqu'ici envisagé la reproduction de l'espèce par graine.

Il nous reste à examiner l'influence de la sécheresse sur la multiplication de l'espèce par gemmiparité.

Nous avons choisi comme sujet d'expérience le tubercule de la Pomme de terre.

Des cultures expérimentales ont été installées au commencement de 1892 et continuées en 1893 et 1894, au Laboratoire de Biologie végétale de Fontainebleau, à l'effet de préciser l'action de la sécheresse sur le tubercule en tant qu'organe multiplicateur.

On a cultivé deux séries de carrés comparables dans le champ d'expérience, dont le sol est une terre de jardin riche en sable calcaire. Le sous-sol est du sable de Fontainebleau.

Les premiers carrés ont été maintenus à une grande humidité au moyen de cinq ou six arrosages abondants par jour, pendant toute la végétation. Même pendant la période chaude de l'été, le sol restait très humide superficiellement.

Comme ce sol est très perméable, l'eau n'était pas stagnante autour des tubercules, et il faut admettre que cette irrigation continue a dû appauvrir le sol en principes solubles.

Les autres cultures ont été abandonnées à elles-mêmes sans arrosage. Sous l'influence de la période de sécheresse extrême de mai, juin et juillet, le sol s'est desséché jusqu'à une certaine profondeur et la surface était pulvérulente et à une température plus élevée.

En somme les conditions de végétation étaient très différentes dans les deux cultures et éloignées de part et d'autre des conditions normales.

D'après M. Schlœsing (1), la culture la plus favorable peut comprendre 33,000 plants à l'hectare. Dans mes expériences chaque carré avait un peu plus de $1^{m},20$ de côté et comprenait quatre plantations faites avec des tubercules moyens. Cette disposition correspond donc sensiblement aux conditions avantageuses de la culture.

Les rendements ont été au total (2) :

---

(1) *Cours du Conservatoire des Arts et Métiers.*

(2) Les poids calculés pour un hectare ne correspondent pas à des rendements effectifs. On sait en effet que les expériences sur les petites surfaces donnent des résultats qui diffèrent légèrement de ceux qu'on obtient dans les grandes cultures. Le rapport H/S n'en est pas moins très exact puisqu'il s'agit ici d'une comparaison.

Année 1893.

	POIDS MOYEN de la récolte dans un carré.		POIDS CALCULÉ pour un hectare.		RAPPORT des deux rendements $\frac{H}{S}$
	Sol sec.	Sol humide.	Sol sec.	Sol humide.	
	kilog.	kilog.	kilog.	kilog.	
1re variété......... (Institut de Beauvais.)	1.500	3.835	11 440	29 260	2.55
2e variété.......... (Vitelotte.)	1.640	2.900	12 510	22 130	1.77
3e variété.......... (Violette.)	1.320	4.625	10 080	35 200	3.49
4e variété.......... (Grosse violette.)	1.160	2.295	8 900	17 550	2.08
5e variété.......... (Saucisse rouge.)	2.290	5.355	16 750	39 250	2.34

Au point de vue du rendement final, on peut donc conclure que l'irrigation, même très abondante, est favorable au rendement des différentes variétés de tubercules. La sécheresse, au contraire, affaiblit les rendements en poids, dans des proportions très importantes.

Ici comme pour les graines, le nombre des multiplicateurs est-il beaucoup plus grand sous l'influence de l'humidité?

Dans chaque carré les tubercules ont des grosseurs variables, de sorte que la comparaison des poids ne donne pas de renseignements sur le nombre des tubercules.

Pour chacun des carrés la récolte a été divisée en trois lots : les petits, les moyens, les gros tubercules.

Comme la taille maximum des tubercules varie suivant les variétés, il est nécessaire de fixer le poids des tubercules de chacune des séries.

D'abord pour ce qui est du nombre total de tubercules on trouve par carré (4 plants) les chiffres moyens suivants :

	Sol sec.	Sol humide.
1re variété..............	47	51
2e —	120	70
3e —	101	109
4e —	38	46
5e —	98	86

Le poids maximum du plus gros tubercule récolté dans chacune des cultures a été :

	Sol sec. Gr.	Sol humide. Gr.
1re variété	130	200
2e —	55	125
3e —	77	95
4e —	125	130
5e —	78	185

Si maintenant nous examinons comparativement le poids du rendement et le nombre de tubercules récoltés, nous voyons immédiatement qu'il n'existe aucune relation entre eux.

Dans certaines variétés, on trouve en sol sec par carré plus de tubercules que dans les sols humides (2e et 5e variété), pour les autres le nombre est sensiblement égal dans les deux sols.

On peut donc conclure que la sécheresse du sol n'influe pas sensiblement sur la diminution du nombre de tubercules. Au contraire il peut se produire, en sol sec, vers la fin de la végétation, une poussée de tubercules qui restent petits, mais qui augmentent sensiblement le poids total.

Voici comment se décompose proportionnellement la récolte quant au poids moyen des tubercules.

Pour 1000 tubercules on compte dans chacune des variétés les nombres suivants :

PREMIÈRE VARIÉTÉ.

			P. 1000 tubercules.
En sol sec.	Gros tubercules pesant	70 à 130 gr.	21
	Moyens —	25 à 68	383
	Petits —	moins de 20	596
En sol humide.	Gros tubercules pesant	85 à 200 gr.	274
	Moyens —	30 à 75	472
	Petits —	moins de 25	254

DEUXIÈME VARIÉTÉ.

En sol sec.	Gros tubercules pesant	plus de 50 gr.	0
	Moyens —	20 à 50	283
	Petits —	moins de 20	717
En sol humide.	Gros tubercules pesant	50 à 125 gr.	228
	Moyens —	20 à 45	458
	Petits —	moins de 20	314

TROISIÈME VARIÉTÉ.

			P. 1000 tubercules.
En sol sec.	Gros tubercules pesant	50 à 77 gr.	20
	Moyens —	25 à 50	455
	Petits —	moins de 25	525
En sol humide.	Gros tubercules pesant	50 à 95 gr.	82
	Moyens —	25 à 50	432
	Petits —	moins de 25	486

QUATRIÈME VARIÉTÉ.

En sol sec.	Gros tubercules pesant	45 à 125 gr.	0
	Moyens —	25 à 45	294
	Petits —	moins de 25	716
En sol humide.	Gros tubercules pesant	55 à 130 gr.	228
	Moyens —	25 à 55	458
	Petits —	moins de 25	314

CINQUIÈME VARIÉTÉ.

En sol sec.	Gros tubercules pesant	60 à 80 gr.	112
	Moyens —	30 à 60	275
	Petits —	moins de 30	613
En sol humide.	Gros tubercules pesant	90 à 185 gr.	337
	Moyens —	30 à 90	267
	Petits —	moins de 30	395

Nous avons déjà constaté qu'il existait des tubercules beaucoup plus gros en sol humide qu'en sol sec, nous voyons, par les tableaux précédents, que le nombre des gros tubercules y est aussi plus grand.

Le nombre des petits tubercules est au contraire beaucoup plus élevé en sol sec. Cela tient non seulement à un arrêt de développement, mais encore, comme nous l'avons dit, à une poussée de tubercules vers la fin de la végétation.

Il y a un fait important qui découle de ces expériences, c'est que la sécheresse du sol, même exagérée, ne diminue pas le nombre des tubercules que donne le plant dans les conditions ordinaires. L'action de la sécheresse sur la Pomme de terre s'exerce, en effet, en entravant le développement normal des rameaux aériens, l'élargissement des feuilles et surtout leur durée.

Jusqu'ici nous n'avons examiné que ce qui peut intéresser le rendement en poids, nous devons maintenant étudier de plus près le tubercule au point de vue de son organisation.

Sa forme générale est différente dans les deux sols. Très allongé en sol humide, elle est plus globuleuse, et plus irrégulière en sol sec.

Deux gros tubercules ont comparativement les dimensions suivantes :

	En sol sec.		En sol humide.	
	Longueur.	Largeur.	Longueur.	Largeur.
1re variété.............	4 cm.	4 cm.	8 cm.	6 cm.
2e —	5	3.5	13	3
3e —	4	4	6.5	4
4e —	7	3.5	9	4.2
5e —	5	3.5	9	5

Le nombre des « yeux » qui intéresse beaucoup le rendement ultérieur, lors de la plantation, est différent aussi, comme on le voit par les chiffres suivants, qui sont des moyennes obtenues sur 50 tubercules environ de chaque variété :

Nombre moyen des yeux par tubercule.

	Sol sec.	Sol humide.
1re variété....................	5	8
2e —	21	30
3e —	7	7
4e —	6	6
5e —	6	7

Le nombre des yeux est, on le voit, ordinairement plus grand en sol humide. Certaines variétés sont même très différentes à cet égard (Institut de Beauvais, Vitelotte). Cependant, il convient d'ajouter qu'au pôle végétatif le plus important (celui qui est opposé au pôle d'attache du tubercule), le nombre des bourgeons est sensiblement le même dans les deux sols. La spire d'insertion des bourgeons ne varie pas son écartement, de sorte que le nombre des yeux est d'autant plus exagéré que le tubercule est plus allongé par rapport à sa largeur. Nous avons vu, par exemple, que la Vitelotte est la Pomme de terre que le sol humide influence le plus au point de vue des proportions $\left(\frac{13^{\text{cm}}}{3^{\text{cm}}}\text{ en H, au lieu de }\frac{5}{3}\text{ en S}\right)$. C'est aussi celui qui accuse le nombre d'yeux le plus différent (30 au lieu de 21 par tubercule, soit 1/3 en plus).

Au point de vue chimique, on sait que le tubercule est assez variable de composition suivant le climat et le sol. Des expériences précises ont en outre montré que les gros tubercules étaient en général plus riches en fécule que les petits.

Or, nous avons vu l'humidité du sol exagérer les dimensions des tubercules, il y a donc à cet égard un fait important à noter.

Cependant la densité des tubercules est sensiblement plus forte en sol sec, surtout pour deux tubercules d'égal volume.

Les tubercules qui ont poussé en sol humide renferment en effet plus d'eau que les autres, et par suite possèdent un poids sec centésimal un peu moindre.

Un tubercule renferme par exemple :

En sol sec..................	25,60 p. 100 de poids sec.
En sol humide.............	23,99 p. 100 —

M. Wolny (1) a démontré depuis longtemps que les moitiés antérieures des tubercules, cultivées isolément, donnent des récoltes plus abondantes que les moitiés postérieures.

M. Prunet (2), étudiant les causes de cette polarité, a conclu qu'il existe toujours dans les tubercules normaux, ou privés d'une partie de leurs bourgeons, une relation entre la répartition des principes immédiats et des matières minérales de réserve et l'aptitude relative des bourgeons au développement. Au moment où M. Prunet publiait son travail j'étais arrivé personnellement à un résultat identique (3) pour la répartition de la substance et celle des matières colorantes.

---

(1) Wolny, *Das Zerschneiden der Kartoffelsaatknollen* (Just's Jahresb., 1882).

(2) Prunet, *Recherches physiologiques sur les tubercules de Pomme de terre* (Revue générale de bot., fév. 1893, p. 50).

(3) Edmond Gain, *Sur la matière colorante des tubercules* (Bull. Soc. bot., fév. 1893).

On peut donc, rien qu'en examinant extérieurement un tubercule rose, par exemple, se rendre compte de la polarité du tubercule : toujours le sommet ou pôle antérieur opposé au point d'attache, est beaucoup plus rouge que le reste du tubercule. Cette différence de teinte s'accentue à mesure que le tubercule est plus voisin de la germination.

Si nous appelons *P* le pôle du sommet, M le milieu du tubercule, et *P'* le pôle d'attache du tubercule, en comparant la répartition des substances, on trouve qu'elle est beaucoup plus uniforme dans les tubercules de sol humide et au contraire plus différente suivant la région dans ceux des sols secs. Ainsi la *différenciation physiologique* est poussée plus loin en sol sec, et cela correspond bien à ce que l'examen externe peut indiquer : les pôles pour la variété Saucisse rouge du sol sec, par exemple, sont bien mieux colorés que la partie moyenne du tubercule.

La polarité au point de vue chimique est donc très atténuée en sol humide et très accentuée en sol sec. La germination des tubercules va du reste mettre en relief cette différence.

Ayant laissé germer les tubercules à la lumière diffuse, le 26 avril 1894, en examinant chacune des séries de tubercules on observait les faits suivants :

Pour ce qui est du poids sec nous citons les chiffres relatifs à la première variété (Institut de Beauvais) ; les tubercules avaient des pousses de moins de 5 centimètres.

Tubercule de sol sec.	Au pôle *P*	le poids sec représente	30.38 p. 100	du poids frais.
	Au milieu	—	26.86	—
	Dans les pousses de germination	—	22.92	—
Tubercule de sol humide.	Au pôle *P*	le poids sec représente	23.18 p. 100	du poids frais.
	Au milieu	—	25.10	—
	Dans les pousses de germination	—	18.95	—

La répartition des pousses sur le tubercule correspond à la répartition des substances de réserve (voy. Pl. IV, fig. 3 et 4).

En sol sec, les pousses sont très développées au pôle *P*, un peu en *P'* et presque toujours absentes au milieu. Les pousses de *P* sont beaucoup plus précoces que les autres (voy. Pl. IV, fig. 3).

En sol humide elles sont très rares ou beaucoup moins développées en *P* et en *P'*. Au contraire les plus grosses pousses sont au milieu du tubercule. La germination du bourgeon commence partout en même temps (voy. Pl. IV, fig. 4).

Quand les tubercules commencent à germer leur aspect est très différent comme nous l'indiquons ici :

1re *variété* [S] (1). Pousses très nombreuses en *P* et très fortes; longues de 3^{cm},5 beaucoup plus nombreuses que sur les tubercules de sol humide.

En *P'* quelques pousses de 1 centimètre. En M yeux dormants, bourgeons à peine visibles.

[H]. Pousses réparties presque uniformément sur tout le tubercule, au moins aussi développées au milieu (3^{cm},5).

2^{me} *variété* [S]. Une grosse pousse de 2 centimètres au moins presque isolée au pôle *P*, les pousses avoisinantes sont à peine visibles.

Au pôle *P'* les pousses sont visibles, mais peu développées. Au milieu les yeux sont dormants.

[H]. Plusieurs pousses en *P*, dont souvent une plus grande ayant à peine 1 centimètre. Les pousses sont développées uniformément sur les 30 yeux des tubercules et atteignent 6 millimètres. Ce tubercule, comme le précédent, présente donc le fait très caractérisé d'avoir une germination qui est uniforme dans les tubercules de sol humide et très localisée au pôle antérieur sur les tubercules de sol sec.

3^{me} *variété* [S]. Pousses non ramifiées existant seulement

---

(1) [S] veut dire tubercule de sol sec. [H] signifie tubercule de sol humide.

ANNALES
DES
SCIENCES NATURELLES
SEPTIÈME SÉRIE

BOTANIQUE

COMPRENANT

L'ANATOMIE, LA PHYSIOLOGIE ET LA CLASSIFICATION
DES VÉGÉTAUX VIVANTS ET FOSSILES

PUBLIÉE SOUS LA DIRECTION DE

M. PH. VAN TIEGHEM

TOME XX. — Nos 4, 5 et 6
(Fin de la sixième série)

Ce cahier renferme la table des vingt volumes de la septième série.

PARIS
G. MASSON, ÉDITEUR
LIBRAIRE DE L'ACADÉMIE DE MÉDECINE
120, Boulevard Saint-Germain
1894

PARIS, 30 FR. — DÉPARTEMENTS ET ÉTRANGER, 32 FR.

Ce cahier a été publié en juillet 1895.

Les *Annales des sciences naturelles* paraissent par cahiers mensuels.

Le premier numéro de la septième série, Tome I, sera mis en distribution le 1er septembre. Les souscripteurs qui n'ont pas encore donné l'ordre de renouvellement sont donc priés de le faire sans retard. Les cahiers 2 et 3 suivront à des intervalles très rapprochés.

Conditions de la publication des Annales des sciences naturelles

SEPTIÈME SÉRIE

BOTANIQUE

Publiée sous la direction de M. Ph. Van Tieghem.

L'abonnement est fait pour 2 volumes, chacun d'environ 400 pages, avec les planches correspondant aux mémoires.

Ces volumes paraissent en plusieurs fascicules dans l'intervalle d'une année.

Les tomes XIX et XX sont complets.

ZOOLOGIE

Publiée sous la direction de M. A. Milne-Edwards.

L'abonnement est fait pour 2 volumes, chacun d'environ 400 pages, avec les planches correspondant aux mémoires.

Ces volumes paraissent en plusieurs fascicules dans l'intervalle d'une année.

Les tomes XVII et XVIII sont complets.

Prix de l'abonnement à 2 volumes :

Paris : 30 francs. — Départements et Union postale : 32 francs.

ANNALES DES SCIENCES GÉOLOGIQUES

Dirigées, pour la partie géologique, par M. Hébert, et pour la partie paléontologique, par M. A. Milne-Edwards.

L'abonnement est fait pour un volume d'environ 300 pages, publié en plusieurs fascicules dans le courant d'une année.

Prix du volume :

Paris : 15 fr. — Départements : 16 fr. — Union postale : 17 fr.

Le tome XXII est publié.

Prix des collections.

Première série (Zoologie et Botanique réunies),	30 vol.	(*Rare.*
Deuxième série (1834-1843).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Troisième série (1844-1853).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Quatrième série (1854-1863).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Cinquième série (1864-1873).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Sixième série (1874 à 1885).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Géologie, 22 volumes.		330 fr.

en *P*, et atteignant 2 à 3 centimètres de longueur. Les autres yeux sont dormants.

[H]. Pousses très ramifiées de 4 centimètres environ, avec rameaux de 3 centimètres. Germination uniforme, au milieu comme aux pôles.

4^{me} *variété* [S]. Toujours beaucoup de pousses au pôle *P* plus vigoureuses que celles de [H].

[H]. Pousses assez rares au pôle *P*, plus développées un peu au-dessus de M.

5^{me} *variété* [S]. Pousses en *P* parfois ramifiées; quelques-unes ailleurs; pas en *P'*.

[H]. Pousses partout et plus ramifiées dès la base. La germination est assez uniforme sur tout le tubercule.

Ainsi, pour tous les tubercules, le résultat est analogue et les différences sont dans le même sens, mais plus ou moins caractérisées. Toujours la *polarité* est beaucoup plus accentuée en sol sec.

Ce fait est important pour le rendement ultérieur. Puisque les pousses *P* du tubercule de sol sec sont moins nombreuses, plus précoces, et plus fortes, les plantes qui en seront issues bénéficieront de cette particularité.

Le tubercule de sol humide, dont la composition chimique et la germination sont plus uniformes, semble un tubercule arrêté dans sa différenciation physiologique, il est donc moins parfait.

Ainsi la conclusion est ici, pour le tubercule, comme pour la graine.

Le rendement industriel est exagéré par l'humidité, à ce point de vue l'irrigation est donc recommandable. Quand il s'agit de tubercules destinés aux plantations, il faut redouter une humidité du sol un peu exagérée, puisque le tubercule produit est moins parfaitement différencié. Cet arrêt de différenciation physiologique peut retentir sur les descendants et par suite amener une dégénérescence qu'il faut éviter. Les expériences que je vais continuer sur cette question me permettront sans doute de préciser cette conclusion. Dans tous les cas l'expérience jusqu'ici confirme ce que nous avons trouvé pour la reproduction par graine :

Si l'on replante en sol humide les tubercules venant du sol humide, et en sol sec ceux qui proviennent du sol sec, les différences dans les rendements sont moins accentuées la seconde année que la première.

En sol humide on constate, comparativement à l'année précédente, un affaiblissement de la récolte, et au contraire il y a une augmentation de la récolte en sol sec.

Là encore *il y a affaiblissement de la race sous l'influence d'une humidité qui semble en apparence favoriser l'individu en exagérant sa croissance.*

Une autre preuve de la généralité probable de cette loi m'a été donnée par une très ancienne observation relative à la vie des arbres.

Ce qu'on nomme, dans les arbres, mort de vieillesse est, à proprement parler, l'extinction de la race, car l'accroissement continu ne s'arrêterait jamais s'il n'occasionnait la mort du liber par hypertrophie.

Les forestiers ont remarqué que le sol, le climat, l'exposition, les qualités individuelles influent beaucoup sur la durée de l'arbre; et c'est un fait signalé par Brisseau-Mirbel (1), que le Chêne, par exemple, dure deux ou trois siècles de moins dans un terrain humide que dans un terrain sec. Il vit 600 ans au lieu de 900. Il en est de même du Châtaigner.

La conclusion à laquelle je suis arrivé dans ces recherches expérimentales, vient donc à l'appui des théories de Spencer : dans certains cas, la croissance maximum de l'individu est antagoniste de la durée et du perfectionnement de sa race.

---

(1) Mirbel, *Physiologie végétale*, p. 76.

CONCLUSIONS GÉNÉRALES

1. — *Influence de l'eau sur l'accroissement en poids.*

Il y a un optimum d'humidité du sol variable suivant les organes considérés et suivant le stade de la végétation. Le développement en poids est entravé par une humidité exagérée comme par une trop forte sécheresse.

1° La vie de la racine est particulièrement influencée par la quantité d'eau contenue dans le sol. Sous l'influence de la sécheresse, son affaiblissement postfloral est très grand et sa période de croissance est considérablement abrégée, ce qui arrête hâtivement la vitalité de la plante entière;

2° Les cotylédons s'accroissent aussi plus longtemps en sol humide qu'en sol sec ;

3° L'action de l'humidité retentit d'abord sur l'accroissement de l'axe hypocotylé, puis sur l'accroissement de la tige ;

4° Cette action favorise, d'une façon générale, le développement de la plante, aussi bien en poids frais qu'en poids sec, mais cette influence est plus forte sur les parties aériennes que sur les parties souterraines ;

5° Le poids frais et le poids sec atteignent pour chaque organe des maxima bien différents suivant la teneur du sol en eau ;

6° La proportion centésimale d'eau interne est plus forte sur le sol humide, mais la différence est très faible quelle que soit la période de végétation considérée.

La comparaison des courbes indique que les stades de végétation sont changés dans leur durée, mais dans des sens très variés suivant le degré de sécheresse.

2. — *Influence de l'eau sur la croissance.*

Une fois le gonflement de la graine assuré, la germination n'a besoin que d'une quantité d'eau assez faible et la plante exige une sécheresse relative d'environ 15 p. 100 de la quantité d'eau nécessaire à la saturation du sol. Lorsque la racine est fixée, le développement régulier de toute la plante bénéficie au moment du minimum centésimal du poids sec, d'une quantité d'eau très forte (40 à 45 p. 100).

Cette particularité n'avait jamais été soupçonnée jusqu'ici et peut avoir des applications pratiques. La proportion d'eau doit tomber à 20 ou 25 p. 100 pendant la feuillaison. En se relevant ensuite à 45 p. 100, la teneur du sol en eau assure l'accroissement rapide qui précède et détermine la floraison. Une certaine dessiccation est ensuite nécessaire pour assurer la fructification. Pour les plantes à floraisons successives, une humidité plus forte, de 30 p. 100, produit ensuite une ramification abondante, et la maturation des fruits exige pour s'accomplir dans de bonnes conditions, une sécheresse relative, de 10 p. 100. Il y a donc une sorte d'alternance dans les exigences de la plante en eau, ce qui indique qu'une irrigation permanente du sol est loin de réaliser les conditions optima.

Nous avons exposé avec détails ce qui concerne l'action de l'eau sur la croissance générale de la tige et de la racine ; nous avons montré combien la teneur du sol en eau peut influer sur l'accroissement en longueur et en largeur de la tige et par suite sur la ramification.

L'intensité de croissance totale, la périodicité de la croissance des entre-nœuds et des rameaux, ont été examinées tour à tour et de leur étude découlent des conclusions qui intéressent la morphologie externe.

Abordant ensuite la durée de la croissance nous avons été amené à expérimenter séparément l'action de l'air humide et l'action inverse du sol humide. Nos conclusions ont ainsi précisé l'action de la sécheresse :

La floraison est retardée soit par le sol sec, soit par l'air humide, tandis qu'elle se trouve au contraire hâtée par l'air sec et par le sol humide. L'étude de l'influence de l'humidité sur la ramification, complète les conclusions relatives à la durée totale de la végétation.

3. — *Influence de l'eau sur la propagation et l'avenir de l'espèce.*

Nous avons envisagé successivement la reproduction par graine et la multiplication par gemmiparité ;

1° L'humidité du sol favorise et augmente dans de grandes proportions le rendement en nombre des fruits et des graines, mais la sécheresse produit des graines plus grosses et plus pesantes. Sur un sol humide, la plante donne des graines non seulement plus petites, mais encore susceptibles de faire dégénérer la race;

2° Le nombre des tubercules est peu influencé par les variations de la teneur du sol en eau. Sur un sol humide, la plante donne des tubercules plus gros et augmente donc le rendement en poids ; mais elle produit des tubercules à polarité peu accentuée, qui paraissent arrêtés dans leur différenciation physiologique. Ils sont donc moins parfaits que les tubercules qui ont subi l'influence de la sécheresse du sol.

Ce travail a été fait au Laboratoire de Biologie végétale de Fontainebleau, où j'ai pu installer dans d'excellentes conditions de nombreuses cultures expérimentales.

J'adresse à M. Gaston Bonnier, Directeur du Laboratoire, le témoignage respectueux de ma gratitude et de ma reconnaissance pour sa bienveillante direction.

EXPLICATION DES PLANCHES

PLANCHE I.

Fig. 1. — Rameau de *Thlaspi Bursa-pastoris* ayant poussé sur un sol humide, pour montrer la taille moyenne des fruits adultes (*fa*) et la longueur (*p*) de leurs pédoncules. — L'inflorescence tend à devenir un corymbe.

Fig. 2. — Rameau de *Thlaspi Bursa-pastoris* ayant poussé sur sol sec, pour comparer les fruits avec ceux de la figure 1. — L'inflorescence est une grappe qui tend à devenir un épi.

Fig. 3. — Rameau de *Thlaspi Bursa-pastoris* ayant poussé sur un sol sec qui a été ensuite abondamment irrigué par un orage. — Avant l'orage le sommet de la tige était en (*s*). — La taille des fruits adultes était comme dans la figure 2. — Sous l'influence de l'orage la taille des fruits n'a pas augmenté. Les pédoncules p'' seulement se sont allongés un peu de la longueur p''-p'. — Le sommet végétatif a poussé et donné naissance à de nouveaux fruits qui atteignent une taille (M) égale à celle des fruits de la figure 1. La station sèche a donc limité la croissance des premières formations mais n'influe plus sur les nouvelles.

Fig. 4, 5, 6. — Feuilles de *Linum usitatissimum* prises dans dix régions de la tige depuis la base (1^re^ région) jusqu'au sommet (10^e^ région).

Fig. 4. — Pied de Lin ayant poussé sur sol humide.

Fig. 5. — — — sol sec.

Fig. 6. — — — sol sec et irrigué ensuite vers la fin de la végétation à la floraison. — L'influence de l'arrivée de l'eau se traduit par l'accroissement des feuilles. Les plus jeunes sont celles qui en bénéficient le plus au point de vue de la capacité de croissance. Les six régions inférieures ne subissent aucun changement.

PLANCHE II.

Fig. 1. — *Lupinus albus*. Plante fleurie ayant poussé sur sol sec.

Fig. 2. — La même plante fructifiée.

Fig. 3. — *Lupinus albus*. Plante fleurie ayant poussé sur sol humide.

Fig. 4. — La même plante fructifiée. — La comparaison montre que les différences sont moins importantes avant la fructification (fig. 1 et 3) qu'après (fig. 2 et 4). Pendant la fructification la plante de sol sec subit un affaiblissement en poids considérable qui se traduit aussi par des différences extérieures. La plante de sol humide au contraire continue à s'accroître en poids et pousse de nouvelles ramifications qui donnent une deuxième floraison.

PLANCHE III.

Fig. 1 et 2. — Expériences pour déterminer l'influence de l'air sec et de l'air humide sur la floraison du tabac : *o*, ouate ; *s*, acide sulfurique ; *e*, eau.

Fig. 1. — Cloche renfermant de l'air sec et des fleurs (f_1).

Fig. 2. — Cloche renfermant de l'air humide et des fleurs (f_3). En (f_2) se trouve un rameau laissé à l'air libre.

Fig. 3. — Influence de l'air sec sur la floraison du *Datura Stramonium :* *t*, thermomètre ; *h*, hygromètre ; *s*, acide sulfurique monohydraté ; *c*, chlorure de calcium ; *e*, entonnoir permettant l'arrosage du sol ; *o*, ouate.

Fig. 4 et 5. — Séries de pieds de Lin prises à différents stades de la végétation, aux mêmes dates dans les deux sols : *fl*, fleurs ; *fr*, fruits.

Fig. 4. — Plantes de sols secs ($S_1 . S_2 . S_3 . S_4 . S_5 . S_6 .$).

Fig. 5. — Plantes de sols humides ($H_1 . H_2 . H_3 . H_4 . H_5 . H_6$).

PLANCHE IV.

Fig. 1 et 2. — *Lupinus albus*. Septième feuille à partir de la base d'un pied de Lupin fleuri cultivé en pot.

Fig. 1. — En sol très sec, 5 folioles par feuille et une petite foliole supplémentaire. Si le sol sec est arrosé, la petite foliole supplémentaire se développe seule et atteint la taille des autres folioles qui n'augmentent pas de taille.

Fig. 2. — En sol très humide, 7 folioles bien développées.

Fig. 3 et 4. — Tubercules de Pomme de terre (Var. Institut de Beauvais).

Fig. 3. — Tubercule provenant d'un sol très sec ; germé au printemps.

Fig. 4. — Tubercule provenant d'un sol très humide ; germé au printemps. La taille des deux tubercules est très différente. La polarité est très accentuée sur le tubercule de sol sec et n'existe presque pas sur le tubercule de sol humide qui paraît arrêté dans sa différenciation physiologique.

Fig. 5 et 6. — Racines de Radis provenant de sol sec (S) et de sol humide (H).

Fig. 7. — Fruit adulte de Lupin blanc ayant poussé sur sol très humide.

Fig. 8. — — — sur sol sec.

Fig. 9. — Fruit d'une plante de sol sec. Après la formation du fruit, le sol sec a été irrigué abondamment par un orage. L'arrivée de l'eau a produit le gonflement et le grand développement des graines. Le fruit ne continue pas sa croissance, il est seulement dilaté par la graine. Les graines étaient arrêtées dans leur développement à cause de la dessication interne de la plante qui ne permettait plus les migrations vers la graine. Le retour de l'eau assure la migration des réserves et par suite le développement normal des graines.

RECHERCHES EXPÉRIMENTALES

SUR

L'ADAPTATION DES PLANTES

AU CLIMAT ALPIN

Par M. GASTON BONNIER.

INTRODUCTION

J'ai indiqué dans un précédent travail (1) de quelle manière j'ai établi comparativement la culture des mêmes plantes, à différentes altitudes, dans les Alpes et dans les Pyrénées, depuis 1884. Je rappellerai que dans la plupart des cas les plantes provenant originairement d'un même individu, séparé en plusieurs parties aussi identiques que possible, ont été placées dans des terrains également découverts, et sur un sol de même composition.

J'ai donné, en 1890, l'état détaillé de ces diverses cultures expérimentales et j'ai publié tous les changements qui s'étaient produits dès cette époque dans les caractères extérieurs des végétaux.

Je me propose, dans ce nouveau Mémoire, non seulement de compléter ces indications sur les modifications externes, en indiquant tous les changements nouveaux qui se sont produits jusqu'à la fin de la saison de 1894, mais surtout d'exposer les modifications anatomiques produites dans la structure de ces plantes par le changement de climat qu'on leur a fait subir expérimentalement.

---

(1) G. Bonnier, *Cultures expérimentales dans les Alpes et les Pyrénées* (Revue générale de Botanique, t. II, p. 513, 1890).

Ces modifications anatomiques sont en rapport avec les changements qu'apporte le climat dans les diverses fonctions physiologiques des végétaux. Je rendrai compte des diverses expériences que j'ai entreprises sur les variations avec l'altitude que présentent ces fonctions chez une même espèce.

Sauf une remarque de Christ, qui constate qu'en général les plantes alpines ont des cellules plus petites que les plantes de plaine, et sauf les intéressantes expériences de M. Müntz, au pic du Midi, relatives à l'influence de la raréfaction de l'air sur l'assimilation, je ne connais aucun travail sur ce genre de question antérieur aux Notes que j'ai publiées en 1887 et en 1888 (1). Entre autres résultats, j'indiquais déjà dans ces Notes quelles sont les différences anatomiques qui se produisent chez les plantes de plaine cultivées aux hautes altitudes. Je montrais que parmi ces différences, l'une des plus constantes s'observe dans les feuilles, dont le parenchyme en palissade est, pour la même espèce, plus développé. Je faisais voir aussi que cette différence se relie aux modifications physiologiques, car je concluais de mes expériences, dès cette époque, que dans les mêmes conditions d'éclairement, de température et d'état hygrométrique, pour une même surface chez la même espèce, les feuilles des altitudes supérieures dégagent toujours plus d'oxygène que celles des altitudes inférieures.

Deux ans après paraissait un travail de M. Leist (2) qui est relatif à l'influence de la station alpine sur la structure des feuilles. Cet auteur ne fait pas d'expériences de culture

---

(1) G. Bonnier, *Note sur les cultures comparées des mêmes espèces à diverses altitudes* (Bulletin de la Société botanique de France, 1887, p. 467). — *Étude expérimentale sur l'influence du climat alpin sur la végétation et les fonctions des plantes* (Ibid., 1888, p. 436).

(2) K. Leist, *Ueber den Einfluss des alpinen Standortes auf die Ausbildung der Laubblätter* (Mittheilungen der Naturforschenden Gesellschaft von Bern, p. 159, 1889).

(les quelques semis qu'il a tentés n'ont pas levé) et il établit, en général, les comparaisons de la manière suivante :

L'auteur choisit souvent des exemplaires d'une espèce donnée en la recueillant aux dernières limites d'altitude que peut atteindre cette espèce à l'état naturel, puis il la compare à un échantillon de la même espèce cultivé au Jardin botanique de Berne, dans un endroit ensoleillé. Ainsi donc, d'une part, on a affaire à une plante spontanée poussant dans un sol quelconque à l'extrême limite du climat qu'elle peut supporter, d'autre part, à une plante qui n'existe pas naturellement aux basses altitudes et qui exige pour venir à bien tous les soins horticoles que l'on donne dans un jardin botanique ; l'auteur insiste lui-même sur les précautions minutieuses que l'on doit prendre pour cultiver les plantes alpines dans un jardin botanique de plaine (1).

M. Leist conclut de ses études comparées que les feuilles des plantes alpines ressemblent plus aux feuilles de plaine développées à l'ombre, qu'aux feuilles de plaine développées au soleil. Par des considérations physiologiques et météorologiques, mais sans faire des expériences, l'auteur cherche ensuite à expliquer cette différence de structure ; il émet l'hypothèse que le caractère morphologique des plantes alpines a pour cause la diminution de transpiration qui se produirait avec l'altitude.

M. Leist trouve, contrairement à tout ce qu'on a observé jusqu'à présent, que les plantes des altitudes supérieures ont, en général, des feuilles plus larges et plus minces que celles des altitudes inférieures ; il dit, en outre, que les tissus de la feuille sont moins bien disposés pour l'assimilation chlorophyllienne et ont leurs palissades moins développées.

Il faut remarquer toutefois que M. Leist cite lui-même des exceptions à cette règle, notamment lorsqu'il a étudié comparativement la même espèce prise à une série d'altitudes différentes. Ainsi l'une des deux planches qui accompagnent son travail est entièrement consacrée à l'étude de la structure de la feuille du *Saxifraga cuneifolia.* La figure 3 représente la coupe de la feuille de cette espèce récoltée dans une station alpine, à Nervi, et quoique recueillie à l'ombre elle montre une épaisseur plus grande et des palissades mieux marquées que celles représentées par la figure 1 et qui provient du Jardin botanique de Berne, dans un endroit ensoleillé. La figure 4 représente une coupe de la feuille de la même espèce récoltée au Spicherberg, à une altitude plus considérable qu'à Nervi et fait voir une feuille plus étroite, à tissu en palissade moins marqué. Il y aurait donc là, comme une sorte d'optimum de différenciation avec l'altitude, comme je l'ai fait ressortir dans le premier travail cité au commencement de cette introduction (1).

---

(1) *Loc. cit.*, p. 98.

En 1890, dans deux Notes présentées à l'Académie des sciences (2), j'ai donné le résumé des expériences faites à cette date sur les modifications produites chez les végétaux par le climat alpin. J'ai cultivé à des altitudes différentes des espèces qu'on trouve spontanées et normalement développées à ces mêmes altitudes.

Entre autres résultats, j'ai signalé l'épaisseur plus grande du tissu en palissade et l'abondance de la chlorophylle plus considérable dans le climat alpin ; d'autre part, j'ai mis en évidence, par des expériences physiologiques, que l'échantillon cultivé dans le climat alpin a modifié ses fonctions de telle sorte que l'assimilation et la transpiration chlorophylliennes sont augmentées. Plusieurs de ces faits ont été exposés avec plus de détails dans une autre Note, en 1891 (3).

---

(1) *Loc. cit.*, p. 544.

(2) G. Bonnier, *Cultures expérimentales dans les hautes altitudes* (Comptes rendus, 26 février 1890). — *Influence des hautes altitudes sur les fonctions des végétaux* (Comptes rendus, 1er septembre 1890).

(3) G. Bonnier, *Variations de la structure chez les mêmes espèces* (Association

Comme on le voit, ces résultats expérimentaux ne sont pas d'accord avec les observations de M. Leist.

M. Wagner a publié en 1892 un Mémoire détaillé (1) sur cette même question de la modification des feuilles chez les plantes alpines et voici quelle est sa principale conclusion :

« Les observations que je viens de rapporter établissent » complètement les propositions avancées par Bonnier au » sujet de la structure en palissade des plantes alpines, et » montrent, par contre, que les hypothèses contraires de » Leist ne sont susceptibles d'aucune généralisation, et que » sa tentative pour établir que la structure du mésophylle » foliaire n'est causée que par la transpiration ne peut donner lieu à aucune vérification tirée de relations réelles » entre la structure du tissu et sa fonction présumée. »

M. Wagner ne fait pas de cultures comparées, mais il se propose d'étudier d'une manière générale la structure des plantes alpines et il la compare à la structure des plantes de plaine. Cet auteur, en étudiant les espèces spécialement alpines qui ne croissent pas aux basses altitudes, fait voir que presque toutes ont acquis, dans la texture de leurs feuilles, des modifications du même ordre que celles que j'ai obtenues dans mes cultures expérimentales. En outre, il met en évidence certains faits généraux qui n'avaient été signalés par personne, tels que l'augmentation, avec l'altitude, du nombre des stomates sur la face supérieure des feuilles, le développement plus fort des tissus protecteurs chez les feuilles persistantes alpines que chez les feuilles non persistantes, etc. Il examine aussi les diverses causes dépendant du milieu physique, pour lesquelles les feuilles des plantes alpines montrent une plus grande adaptation à l'activité

---

française pour l'avancement des sciences, 20^e^ session. Marseille, 2^e^ partie, p. 521, 1891).

(1) A. Wagner, *Zur Kenntniss des Blattbaues der Alpenpflanzen und dessen biologischer Bedeutung* (Sitz. der kais. Acad. der Wiss. in Wien, Math.-naturw. Classe. Band II, Abth. I, 1892).

chlorophyllienne. Je reviendrai dans le cours de la rédaction de ce Mémoire sur l'examen des résultats obtenus dans l'important travail de M. Wagner.

Je ferai remarquer que les travaux des différents auteurs que je viens de citer se rapportent exclusivement à la feuille des plantes alpines, tandis que mes études se rapportent souvent aussi aux autres organes de la plante.

D'autre part, les travaux précédents ne comportent jamais que des *observations*, et on peut leur objecter que l'origine des plantes comparées est tout à fait inconnue, de telle sorte qu'il n'est pas possible de savoir si le caractère que l'on observe est dû à l'influence immédiate du milieu ou à une longue adaptation; tandis qu'avec la méthode que j'ai adoptée, on est mieux placé pour faire le départ entre les caractères héréditaires et les caractères d'adaptation immédiate. Remarquons encore qu'aucune expérience directe n'avait été faite, chez les plantes cultivées dans le climat alpin, sur les modifications des fonctions corrélatives du changement de structure.

Enfin, je ne me suis pas contenté de mesurer la résultante des diverses actions dont l'ensemble constitue le climat des montagnes, j'ai essayé d'isoler expérimentalement ces diverses actions et j'ai cherché quelle est la part qui revient à chacune d'elles.

J'exposerai successivement dans ce Mémoire :

1° Les différences observées, dans la morphologie externe et dans la structure, entre les plantes issues d'un même pied originaire et cultivées à des altitudes différentes; j'y joindrai quelques observations relatives aux différences observées chez les mêmes espèces prises dans leurs stations naturelles, à diverses altitudes.

2° Les différences de structure que peuvent présenter les espèces d'un même genre.

3° Les différences que présentent dans les mêmes conditions, les fonctions principales des plantes cultivées en plaine et dans la région alpine : assimilation chlorophyllienne, chlorovaporisation, respiration, transpiration à l'obscurité.

4° Les modifications de structure produites dans les espèces étudiées précédemment par diverses causes isolées : éclairement, humidité de l'air, etc.

I

MODIFICATIONS MORPHOLOGIQUES PRODUITES PAR LE CLIMAT ALPIN DANS UNE ESPÈCE VÉGÉTALE

RENONCULACÉES.

Thalictrum minus L.

Un même pied de cette espèce, recueilli dans la forêt de Fontainebleau, a été divisé en quatre parties aussi semblables que possible. La première a été plantée à Louye (Eure); la seconde au jardin de l'École Normale Supérieure, sur le même sol qu'au plateau de Saint-Ange, près de Grenoble, où a été planté le troisième lot; le quatrième près de la Hourquette d'Ancizan, dans les Hautes-Pyrénées (1530 m. d'altitude.

1. *Morphologie externe.* — Les échantillons des stations supérieures avaient une taille beaucoup plus petite, des fleurs à peu près semblables à celles des échantillons de plaine et leurs folioles similaires d'une surface moindre, mais à limbe beaucoup plus épais et d'un vert moins glauque

Les tiges souterraines des échantillons alpins portaient, à la base des tiges aériennes, des parties renflées et écailleuses, plus épaisses que dans les échantillons inférieurs et leurs stolons de même âge avaient, en général, un diamètre plus grand.

2. *Structure de la feuille.* — Dans les échantillons cultivés en montagne, l'épiderme de la face supérieure est formé de cellules plus petites, saillantes à l'extérieur, à cuticule épaisse, à poils beaucoup plus nombreux. L'épiderme de la face inférieure présente les mêmes caractères,

mais moins accentués ; les stomates sont plus nombreux par unité de surface.

Le parenchyme en palissade y occupe la moitié ou les deux tiers de l'épaisseur de la feuille, tandis qu'il n'en occupe qu'un tiers au plus dans l'échantillon de plaine. En outre, dans l'échantillon supérieur, ce tissu est formé de cellules serrées, quatre à six fois plus longues que larges; dans l'échantillon inférieur, il est constitué par des cellules plus lâches, deux à quatre fois plus longues que larges. Enfin dans l'échantillon alpin, le tissu en palissade se maintient avec tous ses caractères, jusque sur les bords des folioles, tandis qu'il s'atténue et disparaît au bord des échantillons de plaine.

3. *Structure de la tige.* — Vers la base de la partie aérienne de la tige des plantes cultivées en montagne, le tissu central est formé de cellules plus serrées et à parois plus épaisses. Dans la partie souterraine les rhizomes du même âge ont le liège plus développé dans l'échantillon alpin.

4. *Structure de la racine.* — Dans l'échantillon supérieur, la seule différence notable qu'on observe pour la racine, c'est que l'assise subéreuse qui la protège a des cellules plus allongées perpendiculairement à la surface de la racine; cette assise est renforcée par un plus grand nombre d'assises corticales situées immédiatement en dessous et à parois plus épaissies.

— Le *Thalictrum aquilegifolium* L. cultivé comparativement à Cadéac (740 m. d'alt.) et à Aulon (1220 m. d'alt.), dans les Pyrénées, m'a fourni des différences analogues.

Ranunculus silvaticus Thuill.

Des plantes de cette espèce, provenant originairement du même pied, ont été cultivées comparativement aux environs de Paris et sur la chaîne de l'Arbizon à 1900 mètres d'altitude, dans deux terrains découverts, et sur le même sol.

Les figures 4*m* et 4*p* de la planche 15 font voir quelle différence de teinte possèdent les corolles dans les deux cas, au bout de huit années de culture. L'échantillon alpin (4*m*) a les pétales d'un jaune plus foncé et plus brillant que l'échantillon de plaine. En outre, le premier a les feuilles notablement plus vertes, marquant jusqu'à + 2° et + 3° au chromomètre (1); leur limbe est aussi proportionnellement plus épais.

La structure de la feuille, dans les deux cas, fait voir un grand développement du tissu lacuneux, mais tandis que l'assise en palissade n'occupe qu'un quart environ de l'épaisseur du mésophylle chez l'échantillon de la culture inférieure, elle en occupe plus du tiers chez l'échantillon alpin.

— Le *Ranunculus acris* L., cultivé de la même manière au jardin de l'École Normale Supérieure, à Louye (Eure), à Chamonix et à Pierre-Pointue (2000 m. d'alt.) a présenté des différences analogues.

Caltha palustris L.

Un même pied de *Caltha palustris*, provenant du Muséum, a été coupé en deux parties égales; l'une des moitiés au jardin de l'École Normale, dans un bassin où l'eau était constamment renouvelée, l'autre moitié, au-dessus du rocher de Pierre-Pointue (2030 m. d'alt.), dans un terrain humide où l'eau était naturellement courante. D'autre part, un même pied pris à Pierrefonds, a été également coupé en deux et planté dans deux terrains de même composition et également saturés d'eau, la première moitié à Pierrefonds, la seconde à Chamonix (1050 m. d'alt.).

---

(1) Je marquerai les différences de couleur en plus ou en moins, en employant les graduations du chromomètre de la Société sténochromique, comme je l'ai indiqué dans mon Mémoire précédent.

1. *Morphologie externe.* — Les échantillons de Chamonix et surtout ceux de Pierre-Pointue, présentaient une taille d'un tiers ou de moitié moindre que celle des échantillons de plaine. A Chamonix l'épaisseur des feuilles était plus grande, tandis qu'à Pierre-Pointue le limbe redevenait moins épais. La couleur des fleurs à Chamonix et à Pierre-Pointue présentait une différence de + 1° à + 2°.

2. *Structure de la feuille.* — Le limbe est plus épais dans l'échantillon de Chamonix. L'épiderme est à cellules plus cohérentes surtout sur la face inférieure. Sur la face supérieure, l'épiderme est formé de cellules plus semblables entre elles, quoique toujours à parois contournées et engrenées les unes avec les autres ; le nombre des stomates est beaucoup plus grand par unité de surface. Sur la face inférieure, la différence est plus accentuée ; dans l'échantillon alpin les cellules épidermiques ont des dimensions plus isodiamétriques.

Dans l'échantillon de la station inférieure le tissu en palissade ne se compose que d'une assise de cellules, souvent presque aussi larges que longues ; le tissu lacuneux occupe presque les trois quarts de l'épaisseur de la feuille.

Dans l'échantillon de Chamonix, qui possède les feuilles les plus épaisses, les cellules en palissade sont plus allongées perpendiculairement à la surface de la feuille, le tissu lacuneux un peu plus cohérent occupe les deux tiers du limbe de la feuille.

Dans l'échantillon de Pierre-Pointue, l'épaisseur du limbe est, comme on vient de le dire, moins grande que dans celui de Chamonix et la rangée des cellules en palissade est moins différenciée par rapport aux autres tissus. On constate donc ainsi pour la structure du limbe de cette espèce l'existence d'un optimum de différenciation aux altitudes moyennes.

Au-dessus et au-dessous des nervures, le tissu qui se trouve entre l'épiderme et le faisceau, est formé de cellules plus cohérentes et à parois plus épaisses, ainsi que les cellules de l'épiderme qui leur correspondent.

Si l'on compare des coupes pratiquées au milieu du pétiole, on trouve dans les échantillons alpins un épiderme à cellules relativement plus petites, plus adhérentes entre elles et plus allongées perpendiculairement à la surface du pétiole ; enfin le tissu cortical y est moins lacuneux.

— L'*Helleborus fœtidus*, cultivé comparativement à Louye (Eure) au jardin de l'École Normale, à Cadéac et au-dessus d'Aulon (Hautes-Pyrénées) à 1400 mètres d'altitude, a montré, dans les échantillons alpins, des feuilles d'un vert beaucoup plus foncé, plus épais et à tissu palissadique atteignant la moitié de l'épaisseur du mésophylle.

PAPAVÉRACÉES.

Chelidonium majus L.

Je n'ai, pour cette espèce, que l'observation comparée des échantillons qui croissent aux environs de Chamonix avec les échantillons qu'on trouve aux environs de Paris. Il n'y a pas une grande différence dans la couleur des fleurs, mais le vert des feuilles examiné par transparence ou par réflexion est à Chamonix de + 3° ou + 4° par rapport au vert des feuilles de la plaine. Ces feuilles sont en moyenne plus épaisses à Chamonix et ont leurs cellules plus chargées de grains de chlorophylle, surtout celles qui sont du côté de la face supérieure.

CISTINÉES.

Helianthemum vulgare Gærtn.

1. *Morphologie externe.* — La planche 5 représente en M', grandeur naturelle, un des échantillons de cette espèce cultivé depuis neuf ans à 2400 mètres d'altitude sur la chaîne de l'Arbizon (Pyrénées). Au-dessous de cette figure,

on voit en M, la même plante reproduite à une taille plus petite et en P une partie de l'échantillon, provenant de la même touffe, cultivé à Cadéac (740 m. d'alt.) (sur le même terrain rapporté de l'Arbizon) et représenté à la même échelle que la figure M.

On constate que l'échantillon de la culture supérieure a des parties souterraines relativement très développées par rapport à ses parties aériennes; les feuilles sont plus petites, plus velues, et à entre-nœuds beaucoup plus courts ; les tiges fleuries sont toutes recourbées ou aplaties sur le sol ; enfin, c'est dans les fleurs qu'il y a le moins de changements. Toutefois les pétales de ces dernières présentent une différence de coloration de + 0°,5 à + 1° avec ceux de l'échantillon inférieur.

Les échantillons de la même espèce, pris au pic d'Estazou près de Gavarnie, et cultivés comparativement à Pierrefonds et au jardin de l'École Normale, ont donné des différences analogues.

2. *Structure de la feuille.* — Le limbe est plus épais dans les échantillons supérieurs et le tissu en palissade occupe environ les trois quarts de l'épaisseur du mésophylle, tandis qu'il n'en occupe que les deux tiers environ dans l'échantillon de plaine ; ce tissu est d'ailleurs plus serré et à cellules plus étroites.

3. *Structure de la tige.* — Si l'on compare des sections de la tige faites au-dessous de l'inflorescence, on ne trouve guère comme différence qu'une moindre différenciation des tissus libéro-ligneux dans l'échantillon cultivé en montagne.

Les sections pratiquées au milieu du pédoncule floral montrent le tissu cortical plus grand par rapport au cylindre central dans l'échantillon des stations supérieures.

DROSÉRACÉES.

Parnassia palustris L.

1. *Morphologie externe.* — Si l'on compare un échantillon de *Parnassia palustris* cultivé sur la chaîne de l'Arbizon à 1800 mètres d'altitude avec l'échantillon originaire de Pierrefonds, on voit que la disposition des feuilles n'est pas changée par la culture alpine, mais que les limbes sont plus épais et plus arrondis.

La tige florifère est beaucoup plus courte et les pétioles relativement moins allongés. Par transparence comme par réflexion, le vert des feuilles est un peu plus intense dans l'échantillon supérieur.

Les fleurs ne présentent pas dans leur forme de différence sensible.

2. *Structure de la feuille.* — Des coupes transversales du limbe de la feuille unique qui est au-dessus de la base, présentent les différences suivantes :

Dans l'échantillon de plaine il n'y a presque pas, pour ainsi dire, de tissu en palissade ; tout le tissu de la feuille est lacuneux, mais les éléments de la dernière assise de ce tissu lacuneux du côté de la face supérieure sont orientés presque perpendiculairement au limbe.

Dans l'échantillon de la station supérieure il y a deux rangées de cellules en palissade assez serrées ; le tissu lacuneux présente des lacunes moins nombreuses, moins grandes, et des éléments beaucoup plus isodiamétriques que dans l'échantillon de plaine. De plus, les cellules de l'épiderme, dans l'échantillon alpin, sont moins inégales entre elles et moins cohérentes que dans l'échantillon de la station inférieure.

3. *Structure de la tige.* — Si l'on compare des coupes faites au milieu du pédoncule floral on peut noter les caractères différentiels qui suivent :

Dans l'échantillon alpin, le pédoncule est plus anguleux, l'épiderme à parois plus épaisses, tandis que les fibres du péricycle et la moelle sont moins développées.

POLYGALÉES.

Polygala vulgaris L.

Une touffe de cette plante a été récoltée en 1888, au-dessus de Servoz (Haute-Savoie), à 1100 mètres d'altitude, sur un plateau découvert; la moitié a été mise dans l'alcool et l'autre moitié cultivée sur le même sol, transporté à Louye (Eure). On avait noté préalablement à Servoz la teinte des feuilles et des fleurs et la disposition des grains de chlorophylle dans la cellule.

Trois ans après, la comparaison a été faite entre la touffe primitive récoltée à Servoz et la touffe de plaine telle qu'elle était devenue au bout de ce temps.

1. *Morphologie externe.* — La plante de la station supérieure avait les tiges plus longuement couchées à la base et plus petites; les feuilles moins larges et relativement plus épaisses marquant + 2° ou + 3° au chromomètre; la teinte violette des fleurs était de + 1° à + 2°.

2. *Structure de la feuille.* — Le nombre des assises était le même dans les deux cas, mais l'orientation des éléments, perpendiculairement à la surface du limbe, était toujours plus accentuée dans les feuilles de la station supérieure. De plus, chaque cellule contenait pour le même volume un plus grand nombre de grains de chlorophylle et chacun de ces grains était d'une teinte plus foncée.

CARYOPHYLLÉES.

Arenaria serpyllifolia L.

Des graines de cette espèce, prises à Pierrefonds, ont été semées à Cadéac et sur les pentes du pic d'Arbizon à 2300 mètres. Ces dernières ont donné naissance à des plantes qui sont devenues vivaces, ainsi que je l'ai déjà fait connaître dans un autre travail (1). Les échantillons de l'Arbizon ont des rhizomes qui peuvent dépasser 20 centimètres de longueur ; les tiges aériennes sont moins longues, plus épaisses et munies de poils courts beaucoup plus nombreux. J'ai examiné, au point de vue qui nous occupe, les feuilles et les tiges de cette espèce cultivée à des altitudes différentes.

1. *Structure de la feuille.* — Le limbe de la feuille des échantillons de Pierrefonds qui ont servi de point de départ, ne présentent jamais un tissu en palissade nettement marqué. On voit seulement que les cellules de la face supérieure sont un peu plus allongées par rapport à la surface de la feuille. Dans les échantillons cultivés à Cadéac, il y a au moins une assise en palissade très nette et les feuilles sont d'un tiers plus épaisses.

Dans ceux du pic d'Arbizon, l'épaisseur des feuilles est à peu près aussi grande que dans la station moyenne et il y a deux ou trois rangées de cellules en palissade.

En outre, dans les deux stations de montagne, l'épiderme de la feuille est à cellules plus petites, plus cohérentes et porte plus de poils et de stomates.

2. *Structure de la tige.* — Si l'on pratique des sections au milieu des entre-nœuds de la partie moyenne de la plante, on trouve les différences suivantes : dans l'échantillon alpin, l'écorce est relativement un peu plus épaisse, le sclérenchyme péricyclique à parois plus minces, le liber moins différencié, les vaisseaux du bois d'un calibre moindre, à parois moins épaisses, et la zone périmédullaire moins nettement marquée.

---

(1) Voyez, *Bull. Soc. bot.*, t. XXI, p. 306.

Silene nutans L.

Cette espèce, cultivée dans les mêmes conditions et dans les mêmes stations que la précédente, a subi les modifications suivantes au bout de six ans :

1. *Morphologie externe*. — L'échantillon de l'Arbizon avait un rhizome très épais et des tiges aériennes qui ne dépassaient pas 20 centimètres, mais portaient en outre des tiges rampantes minces et rameuses. Les tiges fleuries n'avaient que trois ou quatre fleurs surmontant trois à cinq entrenœuds, et les feuilles très velues et très épaisses n'avaient pas plus de 1 millimètre de largeur sur 4 à 12 millimètres de longueur. Les feuilles en rosette de la base, un peu plus élargies vers le sommet, n'avaient jamais plus de 20 millimètres de longueur. Les pétales étaient un peu rosés sur les bords et presque purpurins en dessous.

2. *Structure de la feuille*. — Le tissu en palissade est relativement plus développé dans l'échantillon de la station supérieure et offre à Cadéac une structure intermédiaire. M. Wagner a étudié les échantillons naturels du *Silene nutans* croissant dans la région alpine (1) ; l'échantillon que j'ai cultivé dans cette même région, avait donc acquis en six ans presque tous les caractères du climat alpin, car la description que donne M. Wagner pour la structure du parenchyme foliaire correspond exactement à ce que j'ai observé.

Silene inflata Sm.

Cette espèce avait été obtenue en 1888, par semis de graines (provenant de la même plante récoltée à Fontainebleau) sur le même terrain, à l'Aiguille de la Tour (2300 mètres d'altitude), à Chamonix (1050 m. d'alt.) et au jardin de l'École Normale.

---

(1) *Loc. cit.*, p. 499.

Dès la fin de la première année, 87 échantillons avaient poussé à la station la plus basse, 75 à Chamonix et 50 à l'Aiguille de la Tour. Plusieurs pieds avaient fleuri au bout d'un an dans chacune de ces trois stations. A l'Aiguille de la Tour, le plus grand échantillon n'avait pas plus de 4 centimètres de hauteur; les échantillons de Chamonix avaient en moyenne 7 centimètres de hauteur et ceux de la plaine 12, mais, sauf la taille, on remarquait peu de changements dans la forme des différents organes.

La même année, les échantillons ont été éclaircis de la même manière dans les trois stations, de facon à ne conserver de part et d'autre que les cinq pieds les plus vigoureux disposés à une assez grande distance les uns des autres.

Six ans après, les échantillons de l'Aiguille de la Tour se montraient pauciflores, même généralement à une seule fleur par tige aérienne, à entre-nœuds plus courts, à rhizomes relativement plus épais et plus développés et prenaient l'aspect du *Silene alpina* Thom., mais sans en acquérir les caractères distinctifs de la fleur.

Structure de la feuille. — C'est le limbe des feuilles de la station intermédiaire qui présente l'épaisseur absolue la plus grande, mais c'est celui de la station supérieure qui présente l'épaisseur relative la plus considérable. Dans le *Silene inflata*, la structure du mésophylle est, même en plaine, presque entièrement palissadique depuis l'épiderme de la face supérieure jusqu'à celui de la face inférieure.

Dans l'échantillon de Chamonix, les cellules en palissade étaient plus allongées dans le sens perpendiculaire à la surface du limbe, tandis que c'était le contraire dans l'échantillon cultivé à 2300 mètres où la rangée inférieure de palissades était transformée en cellules presque isodiamétriques et où les autres cellules étaient moins différenciées qu'à Chamonix.

Nous avons donc là dans le limbe de la feuille un nouvel exemple d'optimum pour la structure caractéristique. D'ailleurs à 2300 mètres, le *Silene inflata* type, est au delà de ses limites naturelles.

Silene rupestris L.

Cette espèce a été cultivée comparativement non par semis, mais par séparation des touffes en parties égales, sur le même terrain, aux diverses altitudes. Ces altitudes ont été prises en des régions où l'espèce croît abondamment à l'état naturel. C'étaient, pour les altitudes inférieures : Chamonix et Cadéac ; pour les altitudes supérieures : l'Aiguille de la Tour, dans les Alpes, et le col de la Paloume, dans les Pyrénées.

Dans les Alpes comme dans les Pyrénées, les touffes de *Silene rupestris* avaient été prises dans les stations inférieures et avaient toutes leurs fleurs absolument blanches. Au bout de six ans, dans les Alpes, et de huit ans, dans les Pyrénées, la presque totalité des fleurs cultivées dans les deux stations supérieures étaient devenues d'un rose couleur chair (Voy. les fig. 10*m* et 10*p* de la planche 15). J'insiste sur ce changement de coloration obtenu, dans ce cas, par culture ; car, si on observe à diverses altitudes et dans des localités très variées, la couleur des pétales du *Silene rupestris*, on en trouve très souvent d'absolument blancs et d'autres différemment teintés en rose variant de 1° à 6° pour l'intensité au chromomètre.

Il est vrai que, d'une manière générale, les teintes roses et surtout d'un rose foncé sont beaucoup plus fréquentes aux altitudes supérieures, mais la teinte de ces fleurs est parfois différente sur des échantillons récoltés à la même altitude et l'on peut même trouver tel échantillon presque blanc récolté à une altitude supérieure et tel échantillon presque rose récolté à une altitude moins grande. L'observation pure et simple ne donne donc pas de résultats absolument précis et sans exception possible ; c'est qu'en effet, diverses influences agissent sur la plus ou moins grande coloration des fleurs et il est possible aussi que telle ou telle race de cette espèce colore ses pétales plus ou moins facilement.

L'expérience de culture qui vient d'être signalée, étant faite sur les mêmes pieds, et toutes conditions égales d'ailleurs, sauf le changement d'altitude, prouve donc que ce changement est l'un des facteurs principaux qui agit sur la coloration des fleurs.

Une coupe faite au milieu du limbe de la feuille, fait voir dans l'échantillon supérieur une seconde assise palissadique qui était moins marquée dans l'échantillon inférieur ; les cellules de l'épiderme y sont aussi plus cohérentes et moins tabulaires.

GÉRANIÉES.

Geranium pyrenaicum L.

Une touffe de *Geranium pyrenaicum* de la Hourquette d'Arreau (1520 mètres d'altitude) a été divisée en deux, et l'une des moitiés étant laissée sur place, l'autre a été descendue à Cadéac et cultivée sur le même sol que celui de la Hourquette, en 1886. Six ans après, on observait les différences suivantes entre les deux parties de ce même pied. Les feuilles de la station supérieure avaient une surface plus petite, une épaisseur relativement plus grande et un vert plus intense. Le violet des pétales était en moyenne de + 0°,5 à + 1° pour le plant de la Hourquette.

Le tissu en palissade était plus accentué dans l'échantillon supérieur et contenait plus de chlorophylle.

— Le *Geranium Robertianum* L., cultivé comparativement à Pierrefonds et à Chamonix, dans des endroits également découverts a donné des modifications analogues aux précédentes.

HYPÉRICINÉES.

Hypericum perforatum L.

Une touffe de cette espèce, prise au Muséum, a été divisée en deux parts, et chacune de ses deux parties a été cultivée sur le même sol, d'une part dans le jardin de l'Ecole Normale et d'autre part dans la station de culture de Chamonix.

1. *Morphologie externe.* — L'échantillon de Chamonix présentait des feuilles marquant + 3° ou + 4° au chromomètre et les feuilles vues par transparence, montraient un cinquième en plus de poches sécrétrices par unité de surface. Les fleurs étaient d'un jaune plus brillant et d'une teinte de + 0°, 4 à + 1°.

2. *Structure de la feuille.* — Dans l'échantillon de la culture supérieure, le limbe des feuilles est, en moyenne, des 2/5 plus épais. Tandis que l'échantillon de plaine ne présente qu'une rangée de cellules en palissade et deux ou trois assises de tissu lacuneux, presque tous les tissus sont devenus palissadiques dans l'échantillon supérieur, formant trois ou quatre assises de cellules très allongées perpendiculairement à la surface de la feuille, et d'autant plus serrées qu'elles sont plus rapprochées de la face supérieure. Les poches sécrétrices ont un diamètre qui est en moyenne de 1/3 plus grand. Les cellules épidermiques sont plus cohérentes et l'épiderme est beaucoup plus distinct, même sur la face inférieure. Enfin les stomates sont beaucoup plus nombreux par unité de surface.

3. *Structure de la tige.* — Des sections comparables de la tige font voir beaucoup moins de différences et l'on ne peut guère remarquer dans l'échantillon supérieur que l'épaisseur un peu plus grande de l'écorce et une plus faible différenciation des tissus libéro-ligneux.

AMPÉLIDÉES.

Ampelopsis hederacea Michx.

Des boutures identiques provenant d'un même pied de

Meudon, ont été plantées en même temps à Fontainebleau et à Chamonix, dans des endroits découverts.

Le limbe de toutes les feuilles adultes a en moyenne presque le double d'épaisseur dans l'échantillon de Chamonix; l'assise en palissade, toujours unique, y est formée de cellules deux fois plus longues ; les nervures similaires ont, de part et d'autre du faisceau, un tissu cortical à parois plus épaisses ; sur la face inférieure, l'épiderme vu de face présente des cellules un peu plus isodiamétriques, mais c'est surtout sur la face supérieure que l'épiderme est plus différent. Dans l'échantillon alpin, les cellules sont beaucoup plus serrées, plus petites et à parois plus épaisses que dans l'échantillon originaire de la plaine.

RHAMNÉES.

Rhamnus Frangula L.

Je n'ai, pour cette espèce, que des observations comparées, faites d'une part sur un certain nombre d'individus récoltés aux environs de Chamonix, et d'autre part sur des individus analogues récoltés aux environs de Paris.

Le limbe de la feuille de l'échantillon de Chamonix est presque deux fois plus épais ; le tissu en palissade y est beaucoup plus serré et présente deux ou trois assises de cellules au lieu d'une. La cuticule, qui dans cette plante est au moins aussi développée sur la face inférieure que sur la face supérieure, y est beaucoup plus épaisse ; le tissu lacuneux est bien plus cohérent; la nervure médiane offre un collenchyme épais qui va de l'épiderme de la face supérieure à l'endoderme du faisceau. Vers la face inférieure, les lacunes du tissu cortical sont bien moins prononcées et les assises de renforcement de l'épiderme plus adhérentes et à parois plus épaisses.

Ces mêmes différences se retrouvent si l'on compare des coupes transversales fortes au milieu du pétiole.

PAPILIONACÉES.

Lotus corniculatus L.

Le *Lotus corniculatus* est une espèce naturellement très polymorphe, qui, suivant les localités sèches ou humides, ombreuses ou découvertes, ou même suivant la nature du sol, présente des aspects et des structures très variées. Aussi, les résultats de cultures comparées faites sur le même sol renfermant sensiblement la même humidité, dans des endroits également découverts, sont-ils importants à considérer si on veut mettre en évidence les changements dus au climat alpin seulement.

Cette espèce a été cultivée, en plaine, à Pierrefonds, à Louye (Eure) et au jardin de l'Ecole Normale Supérieure ; dans les stations intermédiaires à Cadéac (740 mètres), à Chamonix (1050 mètres); enfin à des altitudes plus élevées, au col d'Aspin (1500 mètres), au-dessus de Lognan près du glacier d'Argentière (1700 mètres), à la Para sur la chaîne du mont Blanc (1605 mètres), au col de la Paloume (2400 mètres), à l'Aiguille de la Tour (2300 mètres) et au pic du Midi (2600 mètres).

1. *Morphologie externe.* — Si l'on compare entre eux les plants provenant du même pied, on y trouve des différences dans la morphologie externe que j'ai déjà décrites (1). Je rappellerai seulement qu'aux hautes altitudes cette espèce finit par acquérir des rhizomes énormes et des feuilles très réduites en surface ; j'insisterai particulièrement sur la différence de couleur des fleurs.

Ainsi que je l'ai dit à propos du *Silene rupestris*, on peut trouver dans diverses localités et pour la même altitude, des fleurs de *Lotus corniculatus* variant du jaune clair au jaune orangé, mais si l'on procède par cultures expérimentales, en prenant pour point de départ un pied de *Lotus* à fleurs

---

(1) *Cultures expérimentales dans les Alpes et les Pyrénées*, loc. cit., p. 530, 531 et 537, fig. 198 et pl. 20.

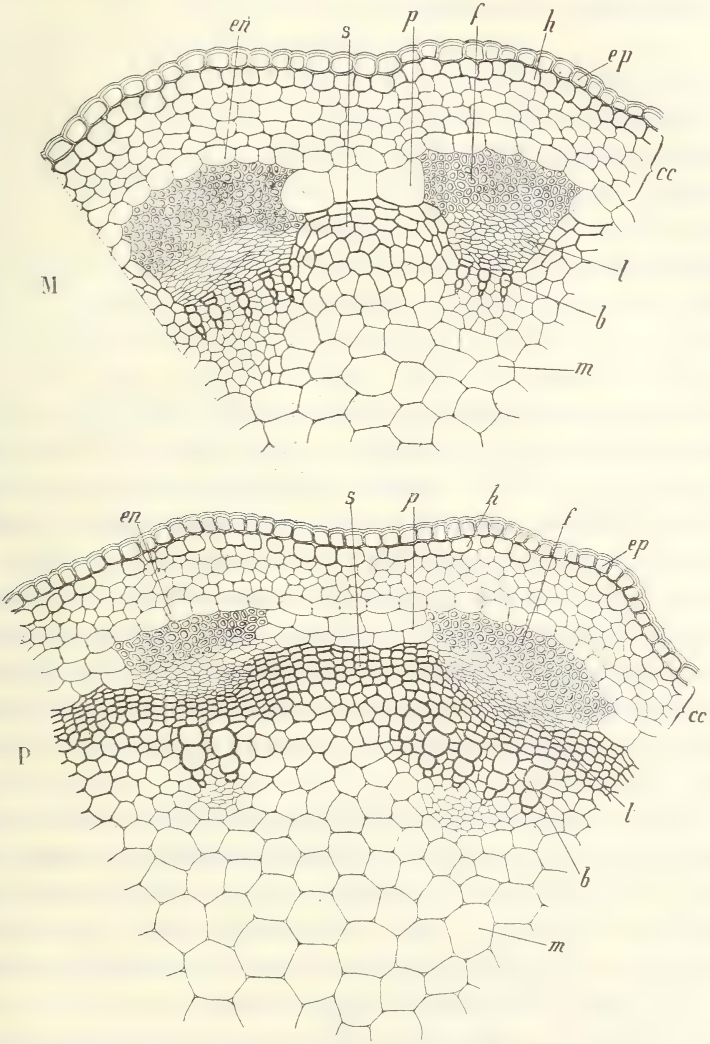


Fig. 20 et 21. — *Lotus corniculatus ;* M, coupe de la tige au milieu du pédoncule portant le fruit mûr de l'échantillon supérieur ; P, coupe de la tige au milieu du pédoncule portant le fruit mûr de l'échantillon de plaine provenant du même individu initial ; *ep*, épiderme ; *cc*, écorce ; *en*, endoderme ; *p*, péricycle ; *f*, fibres péricycliques ; *l*, liber ; *b*, bois ; *m*, moelle.

d'un jaune franc, la moitié de cet exemplaire cultivé dans les stations supérieures acquiert toujours une teinte plus foncée ou même une nuance tout à fait orangée. C'est ce qu'indiquent les fig. 6*m* et 6*p* de la planche 15.

2. *Structure du milieu du pédoncule portant le fruit mûr.* — Cette région est particulièrement favorable aux comparaisons puisque toute différenciation y est terminée et qu'il ne peut s'élever aucun doute sur la comparabilité de cette partie de la tige dans les différents exemplaires.

Les figures 20 et 21 représentent deux fragments de tige coupées à ce niveau. La première provient d'un échantillon cultivé au col de la Paloume à 2400 mètres d'altitude ; la seconde se rapporte à une coupe faite dans un échantillon de la même touffe, cultivée dans le même sol, à Cadéac. Dans l'échantillon supérieur l'écorce *cc* est plus développée par rapport au cylindre central ; l'épiderme *cp* est constitué par des cellules plus grandes et à parois plus épaisses que celles du tissu cortical; ce dernier *cc* est formé de quatre à six assises de cellules serrées et à parois assez épaisses, tandis qu'il ne se compose que de deux à quatre assises de cellules à parois plus minces et pas plus grandes que celles de l'épiderme dans l'échantillon inférieur. L'anige certicale sous-épidermique *h* est plus renforcée dans l'échantillon supérieur.

L'endoderme est à peu près semblable dans les deux cas, mais le péricycle présente, entre les paquets de tissu scléreux, des cellules plus grandes qui ont relativement une dimension beaucoup plus considérable dans l'échantillon supérieur *p* (fig. 21), ce qui contribue à modifier l'aspect de la coupe tout entière au premier abord.

Le nombre des faisceaux libéro-ligneux est toujours moindre, la lignification du bois *b* beaucoup moins accentuée et le calibre des vaisseaux d'environ moitié moins grand. Enfin la moelle *m* y est très réduite.

J'ai trouvé des modifications analogues pour la même région de la tige dans les nombreuses autres cultures où j'ai planté cette espèce. Le maximum de différence a été observé pour les échantillons de la même touffe, cultivée d'une part au pic du Midi (2700 mètres) et d'autre part sur le même sol au jardin de l'Ecole Normale.

3. *Structure du milieu de l'entre-nœud qui est au-dessous du pédoncule.* — Si l'on coupe le milieu de l'entre-nœud qui est au-dessous du pédoncule, on retrouve d'une manière générale les mêmes différences que précédemment et l'on peut constater de plus la grande adhérence entre l'assise sous-épidermique et l'épiderme, adhérence telle que lorsque la tige se brise ces deux assises restent cohérentes.

4. *Structure de la tige souterraine.* — En comparant des coupes faites dans des régions du rhizome qui ont le même âge, on observe les différences suivantes :

Dans l'échantillon supérieur la moelle est réduite à quelques cellules tandis qu'elle est relativement bien plus grande dans l'échantillon de plaine. Le calibre des vaisseaux est un peu plus petit, le liber secondaire et l'écorce secondaire sont bien plus développés ; enfin la disymétrie générale de la tige y est toujours mieux marquée. Le rhizome semble aussi vivre plus longtemps dans l'échantillon supérieur, car, à l'état naturel, j'en ai trouvé au pic du Midi et au Pré de Madame Carle (Massif du Pelvoux) qui avaient plus de vingt ans ; je n'en ai jamais observé d'aussi âgé dans l'échantillon de plaine.

5. *Structure de la feuille.* — D'une manière générale le limbe de la feuille peut atteindre, dans les stations supérieures, deux ou trois fois l'épaisseur qu'il présente dans la plaine. Les figures 22 et 23 représentent deux portions du limbe de feuilles homologues prises sur deux moitiés d'une touffe de *Lotus corniculatus,* cultivées sur le même sol, l'une dans le jardin de l'Ecole Normale supérieure, l'autre au pic du Midi. On y voit la très grande différence d'épaisseur des deux limbes et on peut remarquer que tout le tissu

de la feuille de la station supérieure (fig. 22) est devenu entièrement palissadique.

Dans les stations intermédiaires, à Cadéac par exemple, on observe une structure également intermédiaire ; une feuille un peu plus épaisse que dans la plaine avec deux ou trois rangées de cellules en palissade seulement.

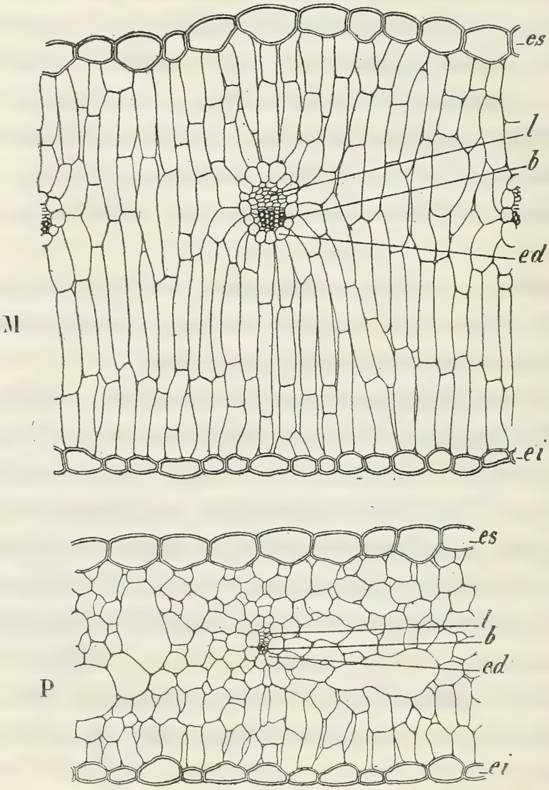


Fig. 22 et 23. — *Lotus corniculatus.* — M, coupe du limbe de la feuille de l'échantillon supérieur ; P, coupe du limbe de la feuille comparable de l'échantillon de plaine provenant du même individu initial ; *es*, épiderme de la face supérieure ; *ei*, épiderme de la face inférieure ; *ed*, endoderme d'un faisceau ; *l*, liber ; *b*, bois.

En outre, on observe pour chaque cellule, en l'examinant sur le frais, une différence sensible quant au nombre des grains de chlorophylle et quant à l'intensité de la couleur de chaque grain.

Les cellules similaires des folioles prises dans les échantillons des altitudes supérieures ont toujours des grains de chlorophylle plus teintés et plus abondants.

L'épiderme de la face inférieure, vu de face, dans l'échantillon supérieur, fait voir des cellules plus isodiamétriques, plus petites et présente plus de stomates par unité de surface. La différence est encore plus grande à la face supérieure de l'épiderme.

Les stipules présentent les mêmes modifications que les folioles.

Le pétiole est, comme toujours, une des régions où les différences sont les moins grandes ; toutefois, si on compare des coupes faites sur des feuilles moyennes, au milieu de la distance qui sépare les stipules des folioles, on trouve chez l'échantillon supérieur, un plus grand développement du tissu cortical par rapport aux trois faisceaux, un épiderme bien mieux marqué et à parois plus épaisses.

6. *Structure de la fleur.* — Des coupes pratiquées dans les divers organes de la fleur font voir des différences de structure moins accentuées que dans les organes précédents.

Il faut surtout signaler l'abondance plus grande de la chlorophylle dans le calice et les pigments colorés à grains plus nombreux et d'une teinte plus foncée dans les pétales et les étamines. La différence est encore plus saisissante que pour les feuilles.

7. *Structure du fruit.* — Comme les échantillons des altitudes les plus élevées n'ont généralement qu'une fleur par inflorescence, rarement deux, il y a ordinairement des gousses isolées. Ce sont les parties de la plante qui ressemblent le plus aux organes similaires des échantillons de la plaine. Je n'ai observé ni dans la structure des parois du fruit mûr ni dans celle de la graine d'importantes différences à signaler. C'est tout au plus si l'on peut noter qu'en général, les cellules sont plus petites dans les échantillons supérieurs.

Lotus uliginosus Schk.

Cette plante a été cultivée dans un certain nombre des stations citées pour l'espèce précédente.

J'ai déjà fait remarquer (1) que, chez les *Lotus uliginosus* plantés dans les stations supérieures, la différence caractéristique entre cette espèce et le *Lotus corniculatus*, relative à la disposition des dents du calice, s'est atténuée; l'atténuation s'est encore accentuée depuis cette époque dans les cultures qui ont été continuées.

J'avais fait remarquer aussi dans une note précédente, à propos de la même espèce (2), que la structure de la tige comparée à celle de la tige du *Lotus corniculatus*, lui devient plus semblable aux hautes altitudes que dans la plaine. J'ai constaté depuis, qu'aux altitudes supérieures, la structure de toutes les parties du *Lotus uliginosus* devient tout à fait identique à celle du *L. corniculatus*.

Trifolium pratense L.

Des cultures comparées de cette espèce ont été faites, avec des échantillons provenant du Muséum, au jardin de l'École Normale, à Louye, à l'Aiguille de la Tour et au Montanvers.

Dans les échantillons supérieurs, les fleurs sont de un septième à un neuvième plus longues que dans l'échantillon de plaine et elles sont plus serrées dans le capitule. Les tiges, plus courtes, sont longuement rampantes dans presque toute la partie où elles portent des feuilles ordinaires; les feuilles sont plus vertes et les fleurs d'un rouge plus foncé.

1. *Structure de la feuille.* — Le limbe est au moins de 1/3 plus épais pour toutes les feuilles des échantillons supérieurs, mais il n'y a pas une grande différence de structure entre les échantillons d'en bas et ceux d'en haut ; chez ces

---

(1) *Étude expérimentale de l'influence du climat alpin*, etc., loc. cit., p. 437, 1888.

(2) *Note sur des cultures comparées*, etc., loc. cit. p. 468, 1887.

derniers le tissu en palissade est seulement un peu plus prononcé.

2. *Structure de la tige.* — La tige, coupée au milieu de l'entre-nœud qui est au-dessous du capitule, fait voir, dans l'échantillon alpin, une assise corticale sous-épidermique très analogue à l'épiderme et qui lui est fortement adhérente, un calibre moindre des vaisseaux du bois et une moelle à plus grandes cellules.

Le *Trifolium repens* L., cultivé dans les mêmes stations, a présenté des modifications analogues. Notons, en particulier, que le pied initial pris en plaine avait des fleurs absolument blanches, et qu'à l'Aiguille de la Tour, les fleurs sont devenues d'un blanc rosé.

Anthyllis Vulneraria L.

Cette espèce a été cultivée, sur le même sol, à Cadéac et au col de la Paloume. J'avais déjà noté en 1890 (1), que dans la station supérieure les fleurs étaient devenues d'un jaune mêlé de rose, tandis que celles du plant cultivé à Cadéac étaient restées d'un jaune pâle. Cette différence s'est encore accentuée depuis (Voyez les figures 3*p* et 3*m*, planche 15). J'ajouterai que dans l'échantillon supérieur, la foliole terminale des feuilles de la base est devenue plus grande par rapport aux autres, que le pétiole est couvert de longs poils étalés et que les tiges sont couvertes de nombreux poils appliqués et ne portent plus qu'une ou deux feuilles au-dessus de la base. En somme, on peut presque dire que la plante a acquis les caractères de la plante connue sous le nom d'*Anthyllis Dillenii* Schult.

Si l'on compare le milieu de la feuille terminale dans les divers échantillons cultivés, on trouve que le limbe est beaucoup plus épais dans l'échantillon supérieur et que le tisssu en palissade y est mieux accentué.

(1) *Cultures expérimentales dans les Alpes et les Pyrénées*, loc. cit., p. 336.

Ononis Natrix L.

La planche 6 représente en M′, grandeur naturelle, la moitié d'une touffe d'*Ononis Natrix* qui avait été plantée au col d'Aspin. Ce même plant est représenté à une taille plus petite en M ; à côté se trouve en P, figuré à la même échelle, un fragment de l'autre moitié de la touffe initiale cultivée à Cadéac. On voit qu'il n'y a presque pas de changement dans les fleurs ; celles de la station la plus élevée sont seulement un peu plus grandes, bien que la plante, de même âge, soit quinze fois moins haute. Les feuilles ne sont guère plus petites, mais sont beaucoup plus épaisses et acquièrent un vert très foncé. Les parties souterraines, dont la figure ne représente qu'une fraction, sont extrêmement développées. Comme toujours, ce sont les fruits et les graines qui diffèrent le moins. Ajoutons que dans l'échantillon alpin la corolle est d'un jaune plus vif et marquée de stries rouges plus nombreuses.

Des coupes pratiquées au milieu du limbe de la foliole terminale des feuilles moyennes, font voir un tissu en palissade plus accentué que dans l'échantillon de la station d'en haut.

— L'*Ononis repens* L., cultivé dans les mêmes conditions m'a fourni des résultats analogues.

Phaseolus vulgaris L.

Un même paquet de graines a été divisé en deux, et chaque moitié a été semée sur le même sol à Chamonix et à Meudon.

Non seulement le limbe de la feuille est plus vert et plus épais à Chamonix, mais la structure y est devenue assez différente ; car le parenchyme en palissade, au lieu de n'occuper qu'un peu plus du tiers de l'épaisseur de la feuille, en occupe plus de la moitié et est formé de cellules plus étroites, plus allongées, parfois çà et là sur deux assises ;

en outre, le tissu lacuneux est plus cohérent, l'épiderme mieux marqué et à cellules plus épaisses.

Le pétiole, coupé vers son milieu, fait voir dans l'échantillon alpin un épiderme à cellules plus serrées et un tissu cortical beaucoup plus cohérent.

ROSACÉES.

Potentilla Tormentilla Nestl.

Les cultures comparées de cette espèce ont été faites dans la plaine, à Pierrefonds, à l'École Normale et dans les stations élevées à l'Aiguille de la Tour, au pic du Midi et sur la chaîne de l'Arbizon ; enfin dans les stations intermédiaires, à Cadéac sur le même sol que l'Arbizon.

1. *Morphologie externe.* — J'ai déjà décrit les différences extérieures qui se sont produites dans les cultures à l'Aiguille de la Tour (1). Depuis 1890, ces différences se sont encore accentuées dans cette culture et dans les autres, notamment en ce qui concerne la teinte verte plus foncée des feuilles et le nombre des poils qui les recouvrent. Les échantillons cultivés aux hautes altitudes, originaires de plants récoltés en plaine, ont maintenant pris tout à fait l'aspect des échantillons naturels de cette espèce qu'on rencontre spontanément dans la même région.

2. *Structure du milieu du pédoncule de la fleur.* — La structure du pédoncule chez l'échantillon des stations élevées présente par rapport aux stations de cultures inférieures les différences suivantes :

L'épiderme est à cellules dont les membranes sont beaucoup plus épaisses ; il porte des poils plus longs et plus nombreux, et les stomates sont plus abondants, l'écorce, plus développée que dans l'échantillon inférieur par rapport au cylindre central, est entièrement constituée par des cellules à parois très épaissies, y compris les cellules de l'endoderme; le cylindre central présente une très grande différenciation tout en ayant des cellules plus épaisses, les quatre faisceaux libéro-ligneux, sur une coupe transversale, sont beaucoup moins distincts du tissu conjonctif que dans les plants de plaine.

---

(1) *Cultures expérimentales dans les Alpes et les Pyrénées*, loc. cit., p. 528, et fig. 201 à 203.

3. *Structure de la feuille.* — Les figures 24 et 25 font

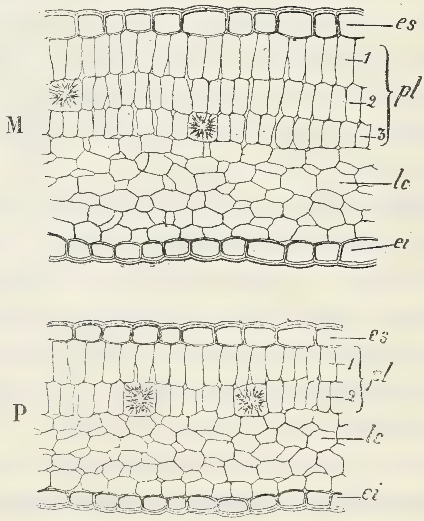


Fig. 24 et 25. — *Potentilla Tormentilla.* — M, coupe du limbe de la feuille de l'échantillon supérieur; P, coupe du limbe de la feuille comparable de l'échantillon de plaine provenant du même individu initial; *es*, épiderme de la face supérieure; *ei*, épiderme de la face inférieure; *pl*, tissu en palissade; *lc*, tissu lacuneux.

voir deux coupes du limbe de la feuille chez un même plant dont la moitié a été placée à la station alpine (fig. 24) et l'autre moitié laissée dans la station inférieure (fig. 25). On voit que la feuille M développée dans le climat alpin a un épiderme *es*, *ei*, à cuticule mieux marquée et un tissu en palissade à trois rangées de cellules (*pl*, fig. 26), tandis qu'il n'y en a que deux dans la feuille comparable P de l'échantillon cultivé en plaine (*pl*, fig. 25). Sur les deux faces, les stomates sont plus nombreux dans le climat alpin.

Les feuilles ont en moyenne une épaisseur de 1/5 plus grande dans l'échantillon d'en haut.

Potentilla argentea L.

Un pied pris au Muséum a été divisé en deux parts ; ces deux parts ont été cultivées sur le même sol, la première au jardin de l'École Normale, la seconde au jardin de culture de Chamonix.

1. *Structure de la tige.* — La structure de la tige dans des régions aussi comparables que possible, n'est pas très différente dans les deux cas : on ne constate guère que l'épaississement plus grand de quatre à six assises de cellules corticales sous-épidermiques dans l'échantillon alpin au lieu de trois à cinq.

2. *Structure de la feuille.* — Les feuilles sont de 1/6 plus épaisses en moyenne et présentent un tissu lacuneux plus compact. Le tissu en palissade déjà très différencié dans l'échantillon de plaine, l'est un peu plus dans celui des montagnes.

— Le *Potentilla reptans* L., cultivé dans des conditions analogues, a présenté des modifications semblables. Dans la station de Chamonix les pétales marquaient par rapport aux environs de Paris + 1°,5 au chromomètre, en moyenne.

Fragaria vesca L.

Des échantillons récoltés à Pierrefonds ont été cultivés comparativement aux environs de Paris, à Chamonix, à La Tapiaz (1950 m. d'alt.) et à l'Aiguille de la Tour.

Les échantillons des cultures supérieures sont beaucoup plus velus ; leurs feuilles sont plus petites et plus épaisses.

Structure de la feuille. — La nervure médiane d'une des folioles présente dans le climat alpin, un tissu de protection mieux caractérisé que dans la région comparable de l'échantillon inférieur. L'épiderme et les zones sous-épidermiques ainsi que tout le tissu situé entre l'épiderme et l'endoderme, vers la face supérieure, sont formés de cellules plus épaissies. Les faisceaux libéro-ligneux sont, d'une manière générale, plus cohérents dans l'échantillon alpin, moins différenciés, et j'y ai trouvé le calibre des vaisseaux en moyenne d'un tiers moins considérable.

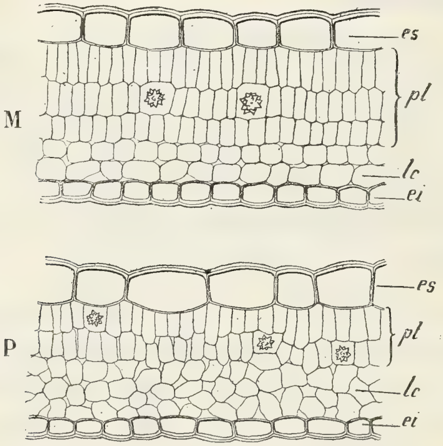


Fig. 26 et 27. — *Fragaria vesca.* — M, coupe du limbe de la feuille de l'échantillon supérieur ; P, coupe du limbe de la feuille comparable de l'échantillon de plaine provenant du même individu ; *es*, épiderme de la face supérieure ; *ei*, épiderme de la face inférieure ; *pl*, tissu en palissade ; *lc*, tissu lacuneux.

Les figures 26 et 27 représentent deux coupes du limbe des mêmes feuilles ; on retrouve dans la feuille de l'échantillon supérieur (M, fig. 26), mieux accentué encore que dans le *Potentilla Tormentilla*, les caractères dont nous avons parlé plus haut.

L'épiderme *es*, *ei*, a la cuticule plus marquée ; les poils et les stomates sont plus nombreux ; le tissu en palissade *pl* possède trois à quatre assises de cellules au lieu de une ou deux. La comparaison de ces deux figures fait voir aussi très nettement que le tissu lacuneux *lc* est plus serré et formé d'éléments moins différents des cellules palissadiques que chez l'échantillon alpin.

Vues de face, les cellules de l'épiderme sont plus isodiamétriques aux altitudes élevées.

Les feuilles ont en moyenne une épaisseur de 1/8 plus grande dans l'échantillon d'en haut.

Le *Geum montanum* L., cultivé comparativement à Chamonix et à la Para, a montré des modifications analogues, quoique moins marquées.

Rubus idæus L.

Cette espèce a été cultivée comparativement : dans la plaine, à Fontainebleau, à Pierrefonds et à Louye ; dans les stations intermédiaires, à Chamonix et à Cadéac ; dans les stations supérieures, au col de la Paloume dans les Pyrénées, à la Para (1605 m. d'alt.), sur la chaîne du mont Blanc, et aussi au Montanvers (1920 m. d'alt.).

1. *Morphologie externe.* — Les échantillons des cultures les plus élevées n'avaient acquis au bout de cinq ans que 25 centimètres de plus de hauteur ; ils n'ont pas fleuri. Leurs fleurs les plus grandes n'avaient pas plus de 9 centimètres de longueur, elles étaient, en dessus, d'un vert assez foncé et très fortement blanches-tomenteuses en dessous. Dans leur partie supérieure les tiges étaient munies d'aiguillons fins, rapprochés et très nombreux.

Les échantillons des cultures de la Para et du Montanvers étaient plus grands, à feuilles plus épaisses et d'un vert plus foncé, ils ont fleuri et donné des fruits mûrs.

Les échantillons cultivés à Chamonix et à Cadéac, presque aussi grands et aussi développés que ceux de plaine, avaient des feuilles d'un vert moins foncé que les précédents ; les poils des feuilles et les aiguillons des tiges moins nombreux.

Enfin les échantillons cultivés en plaine et qui avaient servi de point de départ aux autres cultures présentaient des feuilles plus minces et d'un vert plus clair, très peu d'aiguillons sur les tiges et n'avaient nulle part cette teinte violacée plus ou moins répandue sur les feuilles de tous les échantillons précédents, surtout de ceux des hautes altitudes.

2. *Structure de la feuille.* — Le *Rubus idæus* présente dans ses feuilles les mêmes différences d'adaptation que le *Fragaria vesca*, mais avec quelques modifications de détail. Le limbe est en moyenne des 3/8 de plus d'épaisseur dans le climat alpin. La nervure médiane d'une foliole a le tissu cortical relativement plus développé et les cellules protectrices mieux accentuées, surtout celles qui sont en face du bois; vers la partie supérieure, non seulement le tissu en palissade comporte trois ou quatre assises au lieu de deux ou trois, mais ses cellules sont beaucoup plus allongées perpendiculairement à la surface du limbe: en particulier, l'assise palissadique sous-épidermique a des cellules quatre à cinq fois plus longues que larges, tandis que celles correspondantes de l'échantillon de plaine ne sont que deux à trois fois plus larges.

Les poils et les stomates sont plus nombreux.

3. *Structure de la tige.* — Des coupes transversales faites dans les rameaux d'un an, à la fin de la saison, font voir les différences suivantes, qui d'ailleurs se maintiennent sur toute la longueur de la pousse.

Dans le climat alpin, l'épiderme est renforcé par trois ou quatre assises de l'écorce, à éléments deux fois plus petits que dans l'autre échantillon, dont les parois sont beaucoup plus épaisses et qui ressemblent comme forme aux cellules épidermiques. Le liège péricyclique est beaucoup plus développé, tandis que le liber et le bois sont un peu moins différenciés. Le calibre des vaisseaux est un peu plus faible.

En somme, ce sont les échantillons cultivés vers 1600 mètres d'altitude qui avaient les feuilles les plus vertes et qui présentaient dans toutes leurs parties la structure la plus caractéristique. Mais il faut remarquer que les échantillons cultivés au-dessous de 2000 mètres n'arrivaient pas à la floraison et qu'en général dans la région alpine proprement dite les exemplaires spontanés ne donnent généralement pas de fleurs et presque jamais de fruits arrivant à maturation. On peut donc dire qu'au col de la Paloume comme à l'Aiguille de la Tour, c'est-à-dire aux altitudes de 2400 ou 2300 mètres, cette plante n'est plus dans les limites naturelles de sa végétation normale et complète, bien qu'on la trouve parfois spontanée à de pareilles altitudes.

Le *Rubus idæus* offre donc encore un exemple frappant d'un optimum dans la variation avec l'altitude.

Alchimilla vulgaris L.

L'*Alchimilla vulgaris*, provenant d'une touffe du Muséum, a été cultivé comparativement dans le jardin de l'École Normale, au Montanvers et à l'Aiguille de la Tour.

J'ai déjà montré quelles étaient les modifications qui s'étaient produites en 1890 dans la forme extérieure de la plante (1).

Depuis cette époque, les échantillons des cultures supérieures ont acquis des tiges rampantes et souterraines encore mieux développées et des feuilles plus épaisses dont la teinte verte n'est guère plus grande par réflexion, mais seulement plus intense lorsqu'on regarde la feuille par transparence.

1. *Structure du pétiole.* — Si on compare deux coupes faites au milieu du pétiole d'une feuille de la base, on trouve que le tissu de l'écorce est plus développé par rapport aux faisceaux dans l'échantillon alpin et que ses assises externes renforcent la protection de l'épiderme par leurs éléments plus serrés et à parois plus épaisses. L'épiderme aussi a des

---

(1) *Cultures expérimentales dans les Alpes et les Pyrénées*, loc. cit., p. 528, et fig. 195 à 197.

cellules un peu plus allongées perpendiculairement à la surface du pétiole.

2. *Structure du limbe de la feuille.* — Le limbe a l'épiderme plus fortement marqué ; quant au reste, il ne diffère guère que par son épaisseur plus grande.

— *L'Alchimilla alpina* L., cultivé comparativement, sur le même sol, à Chamonix et à Pierre-Pointue, a donné des modifications analogues.

Poterium Sanguisorba L.

Le *Poterium Sanguisorba* a été cultivé comparativement, comme les plantes précédentes, à Paris, à Chamonix et à l'Aiguille de la Tour ; de plus, des semis provenant de la même plante ont été faits en même temps le 19 octobre 1887, à Cadéac et sur la chaîne de l'Arbizon, toujours sur le même sol.

J'ai donné les différences de morphologie externe qui se sont produites aux diverses altitudes (1). Ces différences n'ont fait que s'accentuer depuis, et les échantillons des cultures supérieures ont acquis de longs et puissants rhizomes extrêmement développés par rapport aux parties aériennes.

Dans ces échantillons, le limbe de la feuille plus vert, plus épais et plus riche en chlorophylle, fait voir un tissu en palissade mieux marqué.

Cratægus oxyacantha L.

Je n'ai fait relativement à cette espèce que des observations comparatives sur un assez grand nombre d'échantillons, récoltés, les uns aux environs de Chamonix, les autres aux environs de Paris.

Structure de la feuille. — Deux coupes transversales homologues du pétiole de feuilles semblables présentent les différences suivantes :

---

(1) *Cultures expérimentales*, etc., loc. cit., p. 537, 538, et pl. 22.

Dans l'échantillon alpin, les cellules épidermiques sont plus petites, à parois plus épaisses et à cuticule plus développée, et les deux assises les plus externes du tissu cortical ressemblent aux cellules de l'épiderme et contribuent à protéger le reste des tissus. Toutes les cellules situées entre le bois et la gouttière du pétiole sont aussi à parois plus épaisses. Les deux ailes du pétiole renferment, dans l'échantillon alpin, un parenchyme en palissade rayonnant, à cellules plus serrées et plus étroites, développé sur quatre à huit rangées, qui se prolongent insensiblement sur les deux côtés du pétiole.

Le limbe de la feuille présente aussi de grandes différences d'adaptation. Chez l'échantillon des environs de Chamonix, il est en moyenne de plus de 1/3 plus épais que dans la plaine. Le parenchyme en palissade, très développé, y est formé de deux assises de cellules étroites et serrées, au lieu de une ou deux assises de cellules relativement larges et lâches.

Prunus domestica L.

J'ai comparé la structure des feuilles de cette espèce pour la même variété cultivée dont les fruits sont connus sous le nom de « prunes de Monsieur ». Tous les Pruniers de Chamonix et des environs présentaient toujours un feuillage plus sombre ; leurs feuilles étaient beaucoup plus épaisses, de plus du tiers en moyenne que celles des Pruniers de cette même variété cultivés à Pierrefonds, à Fontainebleau ou au Museum. Comme cet arbre m'a présenté encore les mêmes caractères d'adaptation alpine chez les échantillons recueillis à Aulon dans les Pyrénées, à 1250 mètres d'altitude, j'ai pensé que la comparaison des structures de ses feuilles pourrait donner quelques indications sur les différences obtenues au bout d'une plus longue adaptation au climat des montagnes.

Structure de la feuille. — En effet, il suffit de comparer deux coupes pratiquées au milieu de la feuille, d'une part chez un Prunier quelconque de Chamonix ou d'Aulon, d'autre part sur un Prunier de plaine, pour reconnaître, dès le premier abord, des changements considérables.

Le limbe épais du Prunier des localités élevées est presque entièrement rempli par des cellules étroites et allongées, perpendiculaires à sa surface ; on peut bien y distinguer un tissu en palissade à plusieurs assises et un tissu lacuneux, mais ce dernier est constitué par des éléments allongés et orientés dans le même sens que ceux du tissu en palissade, n'en différant que par les lacunes qu'il présente.

Si l'on compare dans ces différents échantillons les nervures principales ou les nervures secondaires du même ordre, on voit toujours que les échantillons de montagne ont un tissu cortical dont toutes les cellules sont fortement épaissies ; la différence la plus grande est surtout dans les cellules qui sont au-dessus du bois. L'épiderme aussi est à cellules dont les membranes sont beaucoup plus épaisses, à cuticule plus forte et les poils plus longs et plus nombreux.

— J'ai comparé de même des feuilles prises sur le *Prunus Padus* L. dans les mêmes localités. Elles présentent, quoique moins accentuées, les différences que je viens de signaler dans le *Prunus domestica*.

Sorbus aucuparia L.

Si l'on compare, comme pour les arbres précédents, des feuilles ayant achevé tout leur développement, chez divers exemplaires de *Sorbus aucuparia*, on trouve encore, pour ceux récoltés aux environ de Chamonix, les caractères analogues aux précédents, entre autres une épaisseur plus grande du limbe et un tissu en palissade plus développé. Les cellules épidermiques, vues de face, sont aussi plus isodiamétriques chez ces échantillons alpins que chez ceux de la plaine, surtout sous l'épiderme de la face supérieure.

Au-dessus de La Tapiaz, sur la chaîne du Mont-Blanc, à 2150 mètres d'altitude, j'ai trouvé un certain nombre de jeunes pieds rabougris de cette espèce ; toutes leurs feuilles étaient d'un vert moins intense et d'un épaisseur beaucoup moins grande que celles de Chamonix. Il semblait évident, rien que par l'aspect de ces arbrisseaux, qu'ils ne pouvaient persister à croître normalement dans cette localité. Toutefois il est intéressant de remarquer, en outre, que la structure du limbe de leurs feuilles et des nervures ne présentait pas les caractères des exemplaires de Chamonix ; j'y ai trouvé, en effet, des nervures moins différenciées, les tissus du limbe de la feuille plus homogènes à une seule rangée de cellules palissadiques.

Il semble donc qu'il existe pour cette espèce un optimum d'altitude auquel correspond la structure la plus caractéristique.

ONAGRARIÉES.

Epilobium montanum L.

Les cultures de cette espèce ont été faites : en plaine, à Pierrefonds et au jardin de l'Ecole Normale ; en montagne, au Montanvers et à la Hourquette d'Arrau.

Les échantillons des cultures supérieures ont des feuilles plus petites, plus épaisses, d'un vert plus foncé, qui, examinées sur le vif, font voir plus de grains de chlorophylle sous le même volume de tissu comparable. Les fleurs marquent +1° à +2° au chromomètre.

1. *Structure de la feuille.* — Des coupes transversales au milieu du limbe des feuilles moyennes, mettent en évidence les différences suivantes :

Les feuilles sont à peu près deux fois plus épaisses, le limbe, qui n'a guère qu'une assise en palissade dans l'échantillon de plaine, en possède deux ou trois dans l'échantillon supérieur ; la nervure médiane, qui n'offre ordinairement qu'une assise corticale de renforcement sous-épidermique dans l'échantillon de plaine, en présente deux ou trois dans celui de montagne.

2. *Structure de la tige.* — Des sections faites au milieu du pédoncule du fruit mûr montrent que les échantillons alpins ont une cuticule beaucoup plus épaisse, les poils plus nombreux, l'assise de renforcement sous-épidermique très adhérente à l'épiderme et une différenciation un peu moindre des tissus libéro-ligneux.

— L'*Epilobium alpinum* Fries, cultivé comparativement à Chamonix et à Pierre-Pointue, a donné des différences moins marquées, mais qui se produisent dans le même sens.

GROSSULARIÉES

Ribes Uva-Crispa L.

Des marcottes prises sur le même pied, au Muséum, ont été cultivées les unes à Fontainebleau, les autres à Chamonix.

Structure de la feuille. — Le limbe de l'échantillon alpin est plus épais, a deux ou trois assises de palissades, au lieu de une à deux.

Le pétiole présente un épiderme à cellules plus petites et plus serrées, renforcé tout autour par l'assise extérieure du tissu cortical qui lui est étroitement adhérente et aux deux angles du pétiole par quatre à six couches plus épaissies des cellules de l'écorce. Rien de semblable dans l'échantillon de plaine, où toutes les cellules corticales sont à parois minces.

SAXIFRAGÉES.

Saxifraga aizoides L.

Cette plante, plus encore que le *Silene rupestris* et le

Lotus corniculatus cités plus haut, offre de très grandes variations dans la teinte des pétales, des étamines et de l'ovaire. Par des observations nombreuses, on remarque que la teinte orangée des fleurs est bien plus fréquente aux altitudes élevées qu'aux altitudes inférieures où cette espèce se rencontre souvent encore sur le bord des torrents et y fleurit avec des pétales d'un jaune plus ou moins marqué de quelques taches orangées. Toutefois, il existe certainement des races différentes de cette espèce, dont les unes peuvent se maintenir avec des fleurs moins foncées que les autres et cela aux diverses altitudes.

J'ai voulu voir si pour un même échantillon l'altitude est un des facteurs importants du changement de coloration des fleurs. A cet effet, j'ai séparé en deux une touffe de *Saxifraga aizoides* qui se trouvait aux environs de Chamonix dans un endroit découvert; j'ai laissé en place la moitié de la touffe et j'ai installé l'autre à la Para (1600 mètres d'altitude), dans un endroit également découvert. J'ai comparé ensuite les deux échantillons au bout de quatre ans. Ceux de la culture supérieure avaient acquis des pétales et des étamines presque complètement orangés, tandis que les organes semblables de la plante originaire étaient restés jaunes avec des taches oranges. Au même état de développement, au moment de l'anthèse, l'ovaire était entièrement rouge dans les échantillons de la Para, tandis qu'il était d'un vert jaunâtre dans l'échantillon resté à Chamonix. Les feuilles étaient d'une teinte légèrement plus foncée, et en moyenne la longueur des tiges fleurie était un peu moins grande.

Aux différences précédentes, on peut joindre celles qu'on remarque dans la structure du limbe des feuilles qui était plus épais à la Para et avait jusqu'à 3 ou 4 assises palissadiques.

OMBELLIFÈRES.

Buplevrum falcatum L.

Les cultures comparées de cette espèce ont été faites : dans la plaine, à Pierrefonds et à Fontainebleau, aux environs de Paris ; dans les stations intermédiaires, à Cadéac dans les Pyrénées et au plateau Saint-Ange dans le Dauphiné ; dans les stations supérieures, à Lognan près du glacier d'Argentière, au col d'Arbizon et au pic du Midi.

1. *Morphologie externe.*— J'ai déjà indiqué certaines différences extérieures relatives à cette espèce (1). La planche 7 représente une de ces cultures recueillie en 1894, dix ans après la plantation. La figure M' montre un des échantillons des cultures supérieures en grandeur naturelle ; ce même échantillon est réduit en M et la plante de la station inférieure est reproduite en P à la même échelle.

Les différences entre les deux plantes sont particulièrement frappantes. L'échantillon supérieur a des fleurs plus grandes, portées sur des pédoncules plus courts et l'inflorescence a pris un peu l'aspect que présentent certains *Buplevrum* alpins ; la tige est simple et ne porte de feuilles qu'à la base, tandis que l'échantillon de plaine a de longues tiges rameuses, feuillées dans toute leur longueur. Enfin les rhizomes sont relativement très épais et les racines très développées dans l'échantillon supérieur. La teinte verte des feuilles de ces derniers échantillons est de + 1° à + 1°, 5.

2. *Structure de la feuille.* — Les figures 28 et 29 représentent des coupes transversales faites au milieu du limbe des feuilles de la base. La feuille de l'échantillon alpin est, comme on le voit, d'environ un tiers plus épaisse, le tissu en palissade *pl* a deux assises de cellules au lieu d'une ; le collenchyme *cl*, qui est développé à la face supérieure et à la face inférieure des faisceaux, est à parois beaucoup plus épaisses ; celui du bord de la feuille *cl'* est aussi plus développé que le tissu correspondant dans l'échantillon de plaine ; enfin les

---

(1) *Cultures expérimentales*, etc., loc. cit., p. 538 et pl. 22.

canaux sécréteurs *c* ont, d'une manière générale, un diamètre bien plus grand.

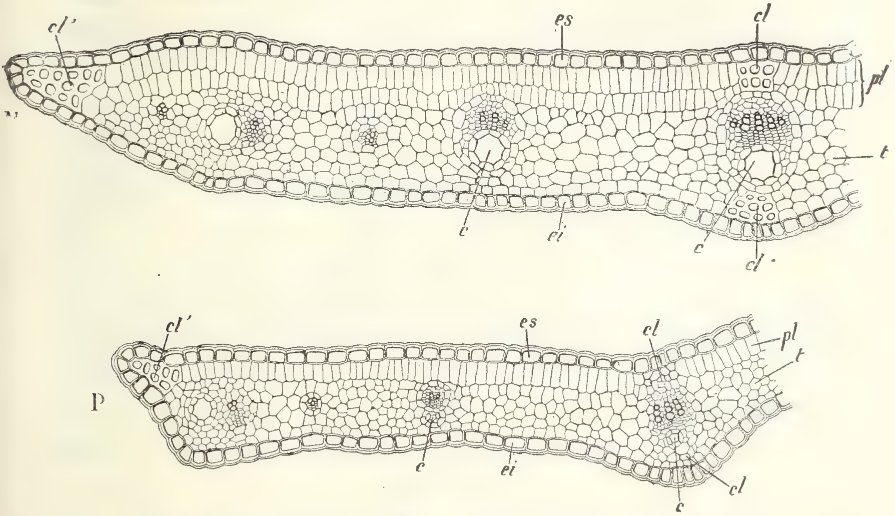


Fig. 28 et 29. — *Buplevrum falcatum.* — M, coupe du limbe d'une feuille de la base de l'échantillon supérieur ; P, coupe du limbe d'une feuille comparable de l'échantillon de plaine provenant d'un même individu initial ; *es*, épiderme supérieur ; *ei*, épiderme inférieur ; *pl*, tissu en palissade ; *cl*, *çl'*, collenchyme ; *c*, canaux sécréteurs.

3. *Structure de la tige.* — Une section du rameau qui porte l'ombellule, au milieu de l'entre-nœud, est toujours moins anguleuse dans son pourtour que chez l'échantillon alpin ; l'épiderme a les cellules à parois plus épaisses et faisant plus saillie au dehors ; de plus, la plus grande longueur des cellules épidermiques, sur la coupe, est perpendiculaire à la surface du rameau, tandis que c'est le contraire dans l'échantillon de plaine. L'épiderme est renforcé sur une partie de son contour par une ou deux assises sous-épidermiques du tissu cortical, à parois plus épaissies. Ce dernier d'ailleurs, est beaucoup plus épais, par rapport au diamètre du cylindre central que dans l'échantillon de plaine. Les cinq canaux sécréteurs ont plus du double de diamètre et la différenciation du bois, du liber, des fibres et de la moelle lignifiée est un peu moindre.

Si l'on fait des coupes à la base de la tige on trouve, dans l'échantillon alpin, des faisceaux distincts, non réunis comme dans l'échantillon de plaine, par un anneau lignifié continu, les canaux sécréteurs plus grands et la moelle moins développée.

— L'*Astrantia minor* L., cultivé comparativement à Chamonix et à Pierre-Pointue, a donné des différences analogues, mais moins accentuées.

— L'*Heracleum Spondylium* L., cultivé comparativement à Cadéac et aux environs de Paris, a fait voir dans la première localité des feuilles plus vertes, avec un tissu en palissade mieux marqué.

RUBIACÉES.

Galium Cruciata Scop.

J'ai indiqué les modifications externes qui se sont produites avec l'altitude dans cette espèce pour les cultures faites, d'une part aux environs de Paris, d'autre part au col de la Paloume et près du glacier d'Argentière (1).

Depuis cette époque, dans les mêmes échantillons, le développement relatif des parties souterraines par rapport aux parties aériennes s'est encore accru dans les cultures supérieures.

1. *Section de la tige au milieu de la partie aérienne.* — Dans les échantillons cultivés en montagne, la tige est toujours plus petite, les cellules de l'épiderme sont presque moitié moins grandes que celles de l'échantillon de plaine, plus serrées, plus allongées perpendiculairement à la surface de la tige, à parois beaucoup plus épaisses. La première assise corticale la plus externe renforce la protection épidermique ;

---

(1) *Cultures expérimentales*, etc., loc. cit., p. 538 et pl. 20.

l'adhérence entre cette assise de l'écorce et l'assise épidermique est tellement grande, que lorsqu'on brise la tige ou lorsque la coupe se fend sous le rasoir, la cassure se produit toujours entre cette assise corticale sous-épidermique et les assises plus profondes.

Ces dernières assises sont formées, dans l'échantillon alpin, de cellules serrées et bien plus grandes que les autres, tandis que dans l'échantillon de plaine, au milieu de chacune des ailes de la tige, le tissu cortical est constitué par de très grandes cellules arrondies, fort différentes des autres.

L'endoderme est également plus cohérent dans l'échantillon alpin et ses parois radiales sont complètement lignifiées.

Le cylindre central est relativement plus petit, le calibre de ses vaisseaux presque moitié moindre, la moelle plus réduite, mais à éléments plus larges.

2. *Structure de la feuille.* — Le limbe de la feuille est, en moyenne, presque deux fois plus épais dans l'échantillon alpin. La nervure principale présente entre l'endoderme du faisceau et l'épiderme, aussi bien sur la face supérieure que sur la face inférieure, un tissu collenchymateux à parois très épaissies. L'épaisseur de ces parois, du côté de l'épiderme de la face inférieure, est même presque égale au diamètre du contenu cellulaire ; dans l'échantillon de plaine, au contraire, tout ce tissu n'est formé que de cellules à parois minces et laissant entre elles de petits méats.

Dans l'échantillon de la culture supérieure, l'épiderme a des cellules plus cohérentes, à membranes plus épaissies, très serrées au voisinage des nervures et porte plus de poils et plus de stomates.

Le tissu en palissade est très nettement différencié, tandis qu'il est peu marqué dans l'échantillon de plaine.

3. *Structure de la racine.* — La racine, qui dans tous les cas a des formations secondaires précoces, m'a toujours montré, dans l'échantillon alpin, une écorce relativement

plus grande, un liber secondaire un peu plus développé et une moelle beaucoup moins abondante.

Galium verum L.

J'ai donné les indications relatives aux changements produits dans la morphologie externe de cette plante, dont les cultures ont été faites, d'une part aux environs de Paris, d'autre part au col de la Paloume, sur la chaîne de l'Arbizon, à l'Aiguille de la Tour et à Pierre-Pointue (1).

Structure de la feuille. — Le limbe de la feuille des échantillons cultivés à Gavarnie est plus épais, a un tissu lacuneux plus cohérent, à cellules plus petites, et un tissu en palissade à cellules plus étroites, plus allongées et plus serrées. L'épiderme a des poils plus longs et plus nombreux, surtout sur la face inférieure ; sa cuticule est plus épaisse et ses éléments plus cohérents. Le tissu collenchymateux qui sépare les nervures de la face inférieure est beaucoup mieux marqué.

— Le *Galium Mollugo* L., cultivé dans les mêmes conditions, aux environs de Paris d'une part, et d'autre part au Plan des Dames, sur la chaîne du Mont Blanc, a présenté, pour la structure de la feuille, les modifications suivantes :

Le limbe est de 1/5 à 1/6 plus épais, dans l'échantillon alpin ; l'épiderme y est formé de cellules plus cohérentes et le tissu en palissade y est un peu plus développé par rapport au tissu lacuneux.

La tige a l'écorce relativement un peu plus épaisse et le collenchyme des quatre angles mieux marqué.

— L'*Asperula cynanchica* L., des environs de Paris, cultivé au pic du Midi, y a acquis dans les feuilles un tissu entièrement palissadique et un épiderme très renforcé.

---

(1) *Cultures expérimentales*, etc., loc. cit., p. 539 et pl. 23.

DIPSACÉES.

Scabiosa Succisa L.

Cette espèce a été cultivée, d'une part à Pierrefonds et d'autre part à Pierre-Pointue et sur la chaîne de l'Arbizon.

En moyenne, les échantillons des stations supérieures sont devenus d'une taille qui est environ des deux cinquièmes de la taille des échantillons de plaine. Les fleurs avaient de + 1° à + 2° au chromomètre et étaient surtout d'un éclat plus vif.

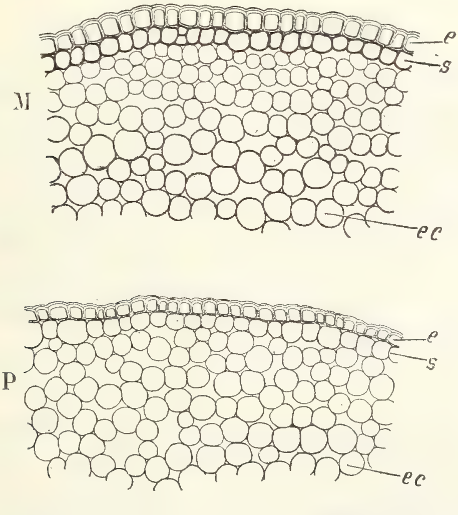


Fig. 30 et 31. — *Scabiosa Succisa.* — M, coupe de l'échantillon de la tige supérieur, faite au milieu de l'entre-nœud situé entre la paire de bractées et le capitule supérieur; P, coupe comparable de la tige de l'échantillon de plaine provenant du même individu ; *e*, épiderme ; *s*, assise sous-épidermique ; *ec*, tissu cortical.

1. *Coupe au milieu de l'entre-nœud situé entre la paire de bractées et le capitule supérieur* (fig. 30, 31). — L'épiderme *e* a une cuticule presque deux fois plus épaisse dans l'échantillon alpin (M, fig. 30) et est entièrement renforcé tout autour par une assise *s* de cellules presque identiques et aussi cohérentes entre elles que les cellules épidermiques ; cette assise

s'interrompt à l'endroit des stomates ; la zone sous-épidermique comparable est formée par une assise semblable aux autres dans l'échantillon de plaine. D'ailleurs, l'ensemble du tissu cortical proprement dit comporte huit à douze assises de cellules arrondies au lieu de six à neuf. L'épaisseur de la partie lignifiée du cylindre central par rapport à celle de la moelle est moins grande dans l'échantillon supérieur.

2. *Structure de la feuille.* — Le limbe de la feuille, toujours plus épais dans l'échantillon supérieur, montre un tissu en palissade à cellules plus étroites, plus serrées et à deux ou trois rangées au lieu de une à deux. Les stomates y sont plus nombreux à égalité de surface.

Scabiosa columbaria L.

La figure M' (planche 8) représente un échantillon de cette plante, cultivée dans les mêmes conditions que la précédente et provenant des stations supérieures. La figure M reproduit le même échantillon de taille réduite, et la figure P un échantillon de plaine, provenant du même individu originaire et figuré à la même échelle que M. On voit que les échantillons d'en haut sont à un seul capitule porté sur une tige qui n'a de feuilles qu'à la base, enfin que ses feuilles sont seulement dentées et très épaisses. Les parties souterraines sont relativement considérables, car la figure ne reproduit qu'un fragment d'un très long rhizome. Les modifications anatomiques de la feuille sont analogues à celles de l'espèce précédente.

Knautia arvensis Coult.

Cette espèce, cultivée dans les mêmes conditions que celles qui précèdent, a montré des changements analogues.

Les figures 8*p* et 8*m* de la planche 15, montrent comparativement deux capitules de plants cultivés aux altitudes les plus différentes. Elle met en évidence, non seulement le changement de teinte acquis par la plante aux grandes altitudes, mais aussi le changement d'éclat qui se produit dans les fleurs.

Il est à remarquer que la teinte des fleurs de cette espèce est devenue, dans les cultures faites à 1620 mètres d'altitude, à la Para, très voisine de celle qu'offre le *Knautia dipsacifolia* Host, tel qu'il croît naturellement à cette altitude.

COMPOSÉES.

Achillea Millefolium L.

Les cultures comparées de cette espèce ont été faites : dans la plaine, à Pierrefonds, Fontainebleau et dans le jardin de l'École Normale Supérieure ; aux altitudes intermédiaires, à Cadéac et à Chamonix ; pour les altitudes élevées, au col de la Paloume, au col d'Aspin et à l'Aiguille de la Tour.

J'ai indiqué en 1890 quelles étaient les différences observées (1). La planche 9 fait voir que ces différences se sont encore accentuées. La figure M' de cette planche, reproduit un échantillon du col d'Aspin en grandeur naturelle. On voit que la tige aérienne raccourcie ne porte que quelques feuilles épaissies et que la tige souterraine est très allongée. La figure M, représente le même échantillon réduit et la figure P fait voir, à la même échelle, un échantillon provenant de la même touffe, mais cultivé à Cadéac.

1. *Structure de la tige.* — La comparaison de la structure de la tige n'est pas facile à faire entre l'échantillon planté en plaine et ceux cultivés aux altitudes élevées, car dans ce dernier cas, le port de la plante est tout à fait changé. En effet, tandis que les échantillons de plaine ont une longue partie végétative terminée par l'inflorescence, les échantillons de haute montagne ont leur inflorescence peu au-dessus de la base de la plante ; dès lors la structure de la tige ou même des rameaux de l'inflorescence, dans l'échantillon

---

(1) *Cultures expérimentales*, etc., loc. cit., p. 539 et pl. 21.

alpin, participe à la fois à la structure de la tige feuillée chez l'échantillon de plaine et de celle de l'inflorescence.

Autrement dit, les parties aériennes de la plante ayant besoin dans les deux cas de tissu de soutien, les tissus sclérifiés envahissent plus les rameaux de l'inflorescence dans le climat alpin que dans la plaine. De plus, dans l'échantillon alpin les capitules sont à la fois moins gros et moins nombreux.

Il en résulte que si l'on fait des comparaisons en prenant successivement le rameau situé au-dessous d'un capitule, puis le rameau suivant et ainsi de suite, on met en regard des structures qui ne sont pas comparables.

Je ne signalerai donc que les différences qu'on peut observer dans les deux plants d'un bout à l'autre de la tige et pour la plante toute entière. Ces différences générales ne portent guère que sur les tissus de protection. Dans tous les rameaux de l'inflorescence et au-dessous, l'épiderme a, dans l'échantillon alpin, des cellules serrées, un peu allongées perpendiculairement à la surface de la feuille, à stomates plus nombreux, à poils plus longs et plus fréquents, tandis que dans l'échantillon de plaine les cellules de l'épiderme sont à peu près isodiamétriques. De plus, les tiges, dans le climat alpin, présentent généralement tout autour une ou deux assises de cellules corticales épaissies, au-dessous de l'épiderme, assises qui ne sont représentées que çà et là, surtout sur les angles, dans l'échantillon de plaine.

Ces différences sont moins accentuées dans les derniers rameaux de l'inflorescence et la lignification plus grande des tissus du cylindre central dans l'échantillon alpin se maintient jusqu'au-dessous des capitules.

2. *Structure de la feuille.* — La comparaison des feuilles doit être faite avec celles qui sont les plus développées et qui sont à la base de la plante. Si l'on considère deux de ces feuilles à comparer entre elles, il est nécessaire de pratiquer une série de coupes, d'un bout à l'autre de chaque feuille,

pour bien se rendre compte de la structure des parties similaires. On voit alors que le tissu en palissade, quoique toujours assez lâche et laissant des lacunes entre les cellules, occupe une épaisseur relative d'un quart ou d'un tiers plus grand dans l'échantillon des cultures supérieures. En outre, ce tissu en palissade, s'étend beaucoup plus sur les diverses parties de la feuille que dans l'échantillon de la station inférieure. La figure 33 représente une portion de coupe de la feuille dans l'échantillon de plaine, pris au milieu d'une région où il ne se présente jamais de tissu en palissade. La figure 32 représente la coupe de la portion de feuille exactement comparable dans l'échantillon supérieur, et on voit que les cellules *c* (P, fig. 33) de l'échantillon de plaine y sont remplacées par des cellules en palissade *pl* (M, fig. 32) disposées sur deux rangs. Les éléments de soutien *h* sont renforcés dans l'échantillon alpin du côté de la face inférieure et, à l'inverse de ce qui se produit pour la tige, les fibres des nervures sont ordinairement plus différenciées et plus nombreuses dans l'échantillon de plaine.

Leucanthemum vulgare Lam.

La planche 12 représente en ML un échantillon de cette espèce cultivé à Pierre-Pointue. En PL, on voit, à la même échelle, une partie de l'échantillon de plaine dont il provient.

L'échantillon de la culture supérieure a une tige aérienne réduite, ne portant que quelques feuilles très petites et à la base une rosette de feuilles épaisses grossièrement dentées. Les fleurs du capitule ne sont pas plus petites, mais elles sont moins nombreuses.

Dans l'échantillon supérieur, les feuilles sont d'un vert beaucoup plus foncé et le tissu en palissade est formé de cellules plus allongées renfermant un plus grand nombre de grains de chlorophylle.

Leucanthemum alpinum Lam.

Une touffe de cette plante alpine récoltée aux Grands-

Mulets, à 3050 mètres d'altitude, a été divisée en trois lots, l'un restant sur place aux Grands-Mulets, le second planté

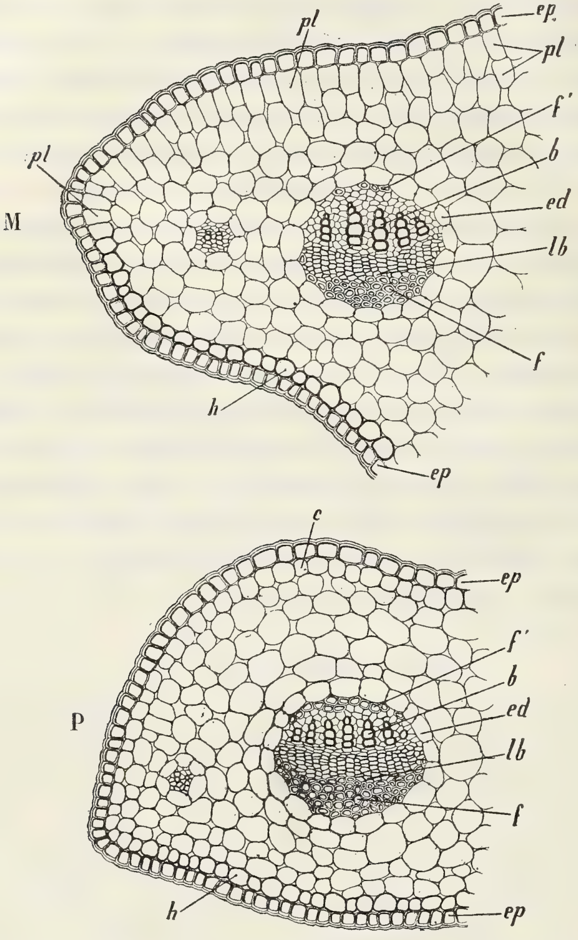


Fig. 32 et 33. — *Achillea Millefolium.* — M, coupe vers la base d'une feuille de l'échantillon supérieur; P, coupe comparable d'une feuille de l'échantillon de plaine provenant du même individu; *ep*, épiderme; *h*, assise sous-épidermique; *pl*, tissu en palissade dans la figure; M, correspondant aux cellules *c* de la figure P; *ed*, endoderme d'un faisceau; *f*, fibres situées en-dessous du liber *lb;* *f'*, fibres situées au-dessus du bois *b*.

à Pierre-Pointue (2300 m. d'alt.), sur un terrain de même nature et le troisième planté à Chamonix (1040 m. d'alt.), sur le même terrain rapporté de Pierre-Pointue à Chamonix.

1. *Structure de la feuille.* — Si l'on compare les parties homologues de la feuille dans les trois échantillons cultivés, on trouve une différence notable entre eux. Les deux plants qui présentent la structure la plus voisine sont ceux de 2300 mètres et de 3050 mètres, mais celui qui a les feuilles les plus épaisses est l'échantillon moyen cultivé à 2300 mètres. Les plantes des deux stations supérieures, diffèrent de celle de Chamonix par un épiderme plus serré et par la disposition en palissade de toutes les cellules, à l'exception de celles qui sont entre les faisceaux. De plus, ces cellules palissadiques sont moins larges et plus allongées que celles de l'échantillon inférieur.

2. *Structure du pédoncule au-dessous du capitule.* — Ici encore, dans la comparaison des trois échantillons, on voit que les deux supérieurs ont l'écorce plus développée par rapport au cylindre central et l'épiderme plus renforcé, mais c'est l'échantillon de 2300 mètres qui semble le mieux caractérisé, notamment par les assises de renforcement sous-épidermiques.

— Le *Bellis perennis* L., cultivé dans les mêmes conditions que le *Leucanthemum vulgare*, fait voir dans les feuilles des modifications analogues. Les fleurs en languette étaient d'un rose plus foncé dans les échantillons de la station élevée.

Solidago Virga-aurea L.

De nombreuses cultures de cette espèce ont été faites : dans la plaine, à Pierrefonds, à Chamonix et au jardin de l'École Normale ; dans les stations intermédiaires, à Cadéac et à Chamonix ; enfin, dans les stations supérieures de l'Arbizon, du col d'Aspin et de Lognan. On n'a jamais comparé entre eux, aux diverses altitudes, que des échantillons provenant originairement du même pied.

1. *Morphologie externe.* — J'ai indiqué (1) les modifications que présente la morphologie extérieure pour un certain nombre de ces échantillons. Mais la planche 10 fera mieux voir ce que sont devenues ces modifications au bout de dix ans. Elle représente en M, I et P trois échantillons provenant originairement de la même touffe et représentés à la même échelle; P est un fragment de l'échantillon de plaine, I un fragment de celui de Cadéac et M un échantillon de l'Arbizon. Ce dernier est figuré en M′ en grandeur naturelle. On voit que les tiges aériennes très courtes ne portent que quelques capitules, que les feuilles sont épaisses et que les rhizomes ont acquis un développement considérable. En somme, la plante de plaine cultivée à cette altitude a pris tous les caractères du *Solidago alpestris* Perr. et Song.

2. *Structure de la feuille.* — Toutes les feuilles de l'échantillon supérieur sont, en moyenne, de 1/4 ou de 1/5 plus épaisses que celles de l'échantillon inférieur; le limbe est surtout très remarquable par son adaptation aux fonctions chlorophylliennes. Des observations faites sur le vif ont fait voir que chaque cellule en palissade contient plus de grains de chlorophylle dans l'échantillon alpin et, de plus, ce dernier présente trois à quatre rangs de cellules palissadiques, serrées, nettement différenciées, au lieu de un à deux rangs de cellules moins étroites. Le tissu lacuneux a des éléments, dans l'échantillon alpin, qui sont tous orientés comme les cellules en palissade, et sauf les lacunes qu'ils laissent entre eux de temps en temps, on pourrait dire que tout le tissu du limbe est palissadique.

3. *Coupe du milieu du rameau portant un capitule.* — Ces deux parties, évidemment comparables, présentent des différences très marquées entre les deux échantillons. Dans celui du haut, l'épiderme porte des poils plus gros, plus

---

(1) *Cultures expérimentales*, etc., loc. cit., p. 539 et pl. 20.

nombreux et plus longs, les cellules sont plus allongées perpendiculairement à la surface, l'écorce présente trois ou quatre assises de renforcement qui n'existent pas dans l'échantillon inférieur ; les huit faisceaux du cylindre central sont moins différenciés et ne sont pas réunis par des tissus lignifiés comme dans l'échantillon inférieur ; dans ce dernier, tout le tissu conjonctif est lignifié jusqu'au centre de la moelle.

4. *Structure du rhizome.* — Les sections comparées des rhizomes de même âge ont des formations secondaires à peu près semblables, mais l'écorce secondaire est beaucoup plus épaisse par rapport au cylindre central dans l'échantillon alpin tandis que la moelle est plus réduite ; les canaux sécréteurs sont plus grands.

Senecio viscosus L.

Des cultures comparées de cette espèce ont été faites par semis à Cadéac et près du lac d'Orrédon (1900 m. d'alt.). Les graines ont levé l'année suivante et les échantillons de la station supérieure ont fait voir, dès la première année, des feuilles plus vertes et beaucoup plus épaisses, des fleurs à languettes plus développées.

En outre, un certain nombre des échantillons cultivés au lac d'Orrédon n'avaient pas fleuri et sont devenus bisannuels, tandis que tous ceux de la station inférieure étaient restés annuels.

1. *Structure de la feuille.* — Dans l'échantillon alpin les feuilles sont presque deux fois plus épaisses, mais le nombre des assises est sensiblement le même, et tous les éléments du tissu de la feuille sont à peu près deux fois plus grands que ceux de l'échantillon de plaine. Toutefois, les cellules palissadiques, toujours relativement assez larges, y sont un peu plus développées dans le sens perpendiculaire à la surface du limbe.

2. *Structure de la tige.* — Le pédoncule d'un capitule, coupé au milieu, fait voir un tissu cortical plus épais, avec des assises de renforcement sous-épidermiques mieux marquées. Les canaux sécréteurs qui sont à l'extérieur des gros faisceaux sont plus développés.

Helianthus tuberosus L.

J'ai indiqué avec détail les singulières formes obtenues en essayant de cultiver cette espèce à des altitudes diverses (1). Je n'y reviendrai pas et je citerai seulement les différences anatomiques que j'ai observées dans la feuille.

Structure de la feuille. — La comparaison, feuille par feuille, des deux échantillons est impossible. Je ne parlerai donc que des caractères différentiels qu'on rencontre, d'une part, chez toutes les feuilles qui constituent la rosette de la plante cultivée à 2300 mètres et d'autre part, chez toutes les feuilles de l'échantillon cultivé en plaine.

Les feuilles de l'échantillon supérieur ont le limbe au moins de 1/3 plus épais, l'épiderme à cuticule plus marquée, le tissu en palissade sur deux à trois rangs au lieu de un et à cellules plus allongées, le tissu lacuneux plus complet et les stomates plus nombreux.

Mais la structure des grosses nervures et du pétiole est, au contraire, moins différenciée dans l'échantillon alpin, le pétiole est d'ailleurs environ de 1/4 moins large et moitié moins épais que dans l'échantillon de plaine. Ces changements se sont produits dès la seconde année de culture.

Gnaphalium silvaticum L.

Des cultures comparées de *Gnaphalium silvaticum* ont été faites, d'une part, dans la plaine, à Pierrefonds, d'autre part à Lognan et au Pic du Midi dans les stations supérieures.

---

(1) *Cultures expérimentales*, etc., loc. cit., p. 539 et pl. 23.

J'ai fait voir (1) les différences que présente la morphologie externe. Je me contenterai d'ajouter que les échantillons alpins ont pris de plus en plus un aspect analogue aux échantillons spontanés du *Gnaphalium norvegicum* Gunn.

1. *Coupe de la tige principale au voisinage du capitule inférieur.* — On trouve entre ces deux tiges, et sur une grande longueur, les quelques différences suivantes :

Les cellules corticales les plus externes dans l'échantillon supérieur ressemblent plus aux cellules épidermiques, l'écorce est plus épaisse par rapport au cylindre central dont les faisceaux libéro-ligneux sont moins développés, moins différenciés et à vaisseaux de calibre plus étroit.

2. *Structure de la feuille.* — Les feuilles de l'échantillon supérieur sont environ 1/6 plus épaisses et ont un tissu lacuneux plus serré et moins développé par rapport au tissu palissadique; les stomates sont plus nombreux

Carduus defloratus L.

Cette espèce a été cultivée comparativement à Chamonix et à l'Aiguille de la Tour, et l'aspect des plants obtenus aux altitudes différentes a été figuré dans mon Mémoire antérieur (2).

Ce qu'il y a de plus remarquable à noter à ce sujet, c'est que l'intensité du vert des feuilles et du pourpre des fleurs a encore augmenté depuis dans la culture supérieure et que les échantillons de cette dernière culture ont pris de plus en plus l'aspect du *Carduus carlinæfolius* Lam.

— Le *Cirsium lanceolatum* Scop., cultivé comparativement aux environs de Paris et à Cadéac, a montré aussi dans cette dernière station des feuilles et des fleurs d'une teinte plus foncée.

---

(1) *Cultures expérimentales*, etc., loc. cit., p. 528 et fig. 192 à 194.

(2) *Loc. cit.*, pl. 22.

Leontodon proteiformis Vill.

Cette espèce a été cultivée à Fontainebleau et au-dessus du plateau Saint-Ange. Les figures $2p$ et $2m$ (planche 15) montrent la différence de la teinte des fleurs entre l'échantillon de la station supérieure et celui de plaine. Les échantillons supérieurs n'ont jamais qu'un seul capitule, tandis que ceux d'en bas sont souvent rameux ; de plus, les feuilles de la rosette sont plus vertes, plus épaisses et plus poilues. En somme, les échantillons supérieurs prennent une ressemblance assez grande avec les exemplaires spontanés du *Leontodon alpinum* Vill.

1. *Structure de la feuille.* — Le limbe coupé en son milieu, dans les feuilles moyennes de la rosette de la base, fait voir, dans l'échantillon supérieur, une épaisseur moyenne presque deux fois plus grande, un tissu en palissade à deux ou trois rangées de cellules beaucoup plus longues que larges, tandis que les cellules correspondantes de l'échantillon inférieur, à peine plus longues que larges, sont presque semblables à celles du tissu sous-jacent. En outre, les éléments du tissu lacuneux, surtout ceux de la dernière assise, sont presque tous orientés perpendiculairement au limbe de la feuille, tandis que dans l'échantillon inférieur, ils ont une orientation quelconque.

2. *Structure de la tige.* -- Une section pratiquée au milieu de la tige aérienne qui porte le capitule, en choisissant de part et d'autre les échantillons à capitules uniques, présente les différences suivantes :

Dans l'échantillon supérieur, l'épiderme est à cellules plus petites, le tissu cortical comprend huit à douze assises de cellules au lieu de trois à cinq ; de plus, son assise externe est, sur presque tout le pourtour de la tige, à cellules plus épaissies que les autres et adhérentes à l'épiderme, tandis que dans l'échantillon inférieur cette assise externe est formée de cellules à parois minces en tout semblables aux autres éléments du tissu cortical.

Taraxacum Dens-leonis Desf.

Cette espèce, qui croît spontanément à toutes les altitudes jusqu'aux dernières limites de la végétation phanérogamique, donne lieu, comme on sait, à un grand nombre de formes qui ont été décrites à titre d'espèces par beaucoup d'auteurs. Des cultures expérimentales, en prenant comme point de départ un même pied originaire, étaient donc particulièrement nécessaires pour cette plante. Ces cultures ont été faites aux environs de Paris, à l'Aiguille de la Tour et sur la chaîne de l'Arbizon.

1. *Morphologie externe.* — La planche 11 reproduit en M et en P, à la même échelle, deux plants cultivés aux altitudes les plus différentes. La figure M' représente le plant de la station supérieure en grandeur naturelle. On voit que les feuilles sont, dans l'échantillon supérieur, plus épaisses et moins profondément dentées ; les parties souterraines y sont considérables par rapport aux parties aériennes. Les modifications de forme du capitule ne sont pas très importantes. Dans la station alpine, les feuilles étaient toujours d'un vert beaucoup plus foncé et marquaient jusqu'à + 3° et + 4° au chromomètre, tandis que les languettes des fleurs présentaient une différence de teinte beaucoup moins grande que celle des *Leontodon*.

2. *Structure de la feuille.* — Toutes les feuilles de l'échantillon supérieur sont environ deux fois plus épaisses que celles de l'échantillon de plaine, mais la distribution relative du tissu en palissade et du tissu lacuneux n'est pas changée. La feuille étant plus épaisse dans l'échantillon alpin, il y a trois ou quatre rangées de cellules en palissade, au lieu de deux ou trois, et ces cellules sont un peu plus allongées perpendiculairement à la surface foliaire. De plus, l'épiderme a

une cuticule plus épaisse et des stomates plus nombreux. On a donc là un exemple assez net d'une plante qui s'adapte au climat alpin, jusqu'aux altitudes les plus élevées, sans changer notablement sa structure.

La structure des autres parties de la plante ne présente pas non plus de grandes différences dans la disposition relative des tissus. On s'explique donc assez bien comment M. Müntz, qui a comparé cette espèce prise au Pic du Midi et dans la plaine, n'ait pas trouvé de différences sensibles dans le rapport du poids sec au poids frais.

Hieracium Pilosella L.

Cette espèce a été cultivée à Fontainebleau et sur la chaîne de l'Arbizon. Les feuilles de l'échantillon alpin sont relativement plus épaisses, plus vertes, plus serrées et plus poilues ; les capitules sont à fleurs plus éclatantes.

1. *Structure de la feuille.* — Le limbe dans l'échantillon supérieur est à tissu plus serré et possède deux à cinq rangs de cellules en palissade ; les lacunes sont peu développées dans le tissu lacuneux ; les poils sont plus gros et plus nombreux.

2. *Structure de la tige.* — Si on compare les coupes de stolons de même âge, on trouve que dans l'échantillon supérieur l'épiderme de l'écorce a les cellules plus petites et les assises externes des parois plus épaisses. Si l'on compare les coupes au milieu de la tige portant un capitule, on retrouve ces mêmes différences, mais moins accentuées.

— L'*Hieracium murorum* L., cultivé aux environs de Paris et à Pierre-Pointue, a présenté dans les feuilles des modifications analogues.

CAMPANULACÉES.

Campanula rotundifolia L.

C'est là encore une espèce polymorphe au sujet de laquelle il serait difficile de donner des indications précises d'après de simples observations. Le *Campanula rotundifolia* a été cultivé, en plaine, à Fontainebleau et au jardin de l'École Normale et, en montagne, à Cadéac, au col de la Paloume, à l'Aiguille de la Tour et au Pic du Midi.

1. *Morphologie externe.* — Comme dans plusieurs espèces précédemment citées, les teintes de la corolle du *Campanula rotundifolia* peuvent varier à une même altitude; on sait même qu'on rencontre accidentellement cette espèce avec des corolles blanches ou presque blanches. Toutefois, dans la grande majorité des cas, les corolles ont une teinte bien plus foncée et parfois même d'un violet presque noir dans la région alpine. Les figures 1*p* et 1*m* de la planche 15 montrent la différence de teinte obtenue par culture à des altitudes différentes pour deux plants provenant originairement du même pied ; cette différence produite expérimentalement, atteint presque la différence moyenne que présentent les échantillons spontanés aux mêmes altitudes. Ajoutons que dans l'échantillon supérieur, il n'y a généralement qu'une seule fleur par tige aérienne et que les feuilles sont plus foncées et plus poilues.

2. *Structure de la feuille.* — Les coupes ont été faites au milieu du limbe des feuilles moyennes allongées qui se trouvent séparées par un même nombre d'entre-nœuds, d'une part des feuilles en rosette de la base, d'autre part des premières bractées; d'ailleurs, il ne sera question que des différences observées à la fois sur le même échantillon, pour toute ses feuilles allongées.

La portion de la même touffe cultivée à Cadéac, ressemble plus à celle cultivée à l'École Normale Supérieure qu'à celle cultivée au pic du Midi. Voici quelles sont les différences observées dans le limbe pour les échantillons de cette dernière culture. Les feuilles sont en moyenne de 2/5 plus épaisses ; le tissu en palissade, à peine indiqué sur une seule assise dans les échantillons des cultures inférieures, est très nettement différencié sur deux assises ou même trois ; de plus les éléments du tissu lacuneux sont assez allongés perpendiculairement à la surface de la feuille et parfois presque palissadiques du côté de la face inférieure. L'épiderme est mieux accentué, la cuticule plus épaisse et les poils plus nombreux.

3. *Structure de la racine.* — La racine, dans l'échantillon alpin, a une moelle presque nulle, des vaisseaux du bois secondaire de calibre presque moitié moindre, un liège et une écorce secondaire bien développés.

— Le *Campanula rhomboidalis* L., cultivé à Chamonix et à l'Aiguille de la Tour, a donné des différences analogues. Il en est de même pour le *Campanula barbata* L., cultivé aux mêmes altitudes.

Phyteuma hemisphæricum L.

Un pied de *Phyteuma hemisphæricum*, pris aux Grands Mulets, à 3050 mètres d'altitude, a été cultivé au-dessous de Pierre-à-l'Echelle (2000 mètres d'altitude). Au bout de cinq ans, ses feuilles ont été comparées à celles du pied originel resté aux Grands-Mulets. On trouve, pour les parties similaires des feuilles de cette plante alpine, un limbe beaucoup plus épais dans l'échantillon de la station supérieure, présentant à la partie où il est courbé un parenchyme en palissade un peu lâche, à cellules très allongées et développées sur les deux faces ; à la partie basilaire, un parenchyme de cellules serrées, sans palissades ; à la partie terminale, un tissu serré avec trois à quatre rangs de cellules palissadiques ;

partout un épiderme mieux marqué et à poils plus nombreux. On voit donc que pour cette plante de la région alpine on ne peut pas dire qu'il y ait un optimum de différenciation caractéristique au-dessous de 3000 mètres.

VACCINIÉES.

Vaccinium Myrtillus L.

Cette espèce a été cultivée comparativement aux environs de Paris, à l'Aiguille de la Tour, à Cadéac, sur la chaîne de l'Arbizon et au col de la Paloume.

Sauf le très grand développement des parties souterraines par rapport aux parties aériennes et sauf la teinte verte un peu plus foncée des feuilles (+ 0°, 5 en moyenne au chromomètre), les caractères de morphologie extérieure sont très peu changés par le climat alpin.

Les feuilles des échantillons cultivés vers 1500 mètres d'altitude, sur la chaîne de l'Arbizon, sont celles qui se sont montrées à la fois les plus épaisses et à tissu en palissade le mieux développé et le plus serré. Il y a donc encore un optimum d'altitude pour cette espèce.

D'une manière générale, chez tous les échantillons alpins, l'épiderme est à cellules dont les parois sont plus épaisses et à cuticule mieux marquée ; les tissus protecteurs de la tige y sont aussi plus développés.

ÉRICINÉES.

Calluna vulgaris Salisb.

Le *Calluna vulgaris* a été planté comparativement, d'une part à Pierrefonds et à Fontainebleau, d'autre part à Cadéac, au col d'Aspin, au Montanvers et à l'Aiguille de la Tour.

Les échantillons de la station supérieure sont complètement aplatis sur le sol et ont leurs vieux rameaux tordus et contournés ; les jeunes pousses sont plus courtes, à feuilles moins longues et plus serrées, ce qui change beaucoup l'aspect de la plante. Enfin, les fleurs sont en grappes moins longues, mais chacune d'elles est au moins aussi grande que celle des échantillons de plaine. Les figures 7*p* et 7*m* (planche 15) mettent en évidence ces derniers caractères et montrent, en outre, le vert plus intense des feuilles et le rose plus foncé des fleurs.

1. *Structure de la tige.* — Les coupes faites au milieu de la pousse d'un an ayant achevé sa végétation, font voir, dans l'échantillon supérieur, une écorce relativement plus épaisse et plus compacte et un bois dont les vaisseaux ont un calibre d'au moins 1/3 ou même de moitié plus petit. L'épiderme a la cuticule plus épaisse et porte des poils plus nombreux. Dans les tiges plus âgées, au milieu des entre-nœuds de deux ou trois ans, on constate que le liège est proportionnellement plus développé dans l'échantillon alpin et on observe les mêmes différences que précédemment quant au calibre des vaisseaux.

2. *Structure de la feuille.* — Si l'on compare des coupes faites au milieu du limbe des feuilles moyennes des rameaux de l'année, complètement différenciés à la fin de la saison, on constate les différences suivantes :

Chez l'échantillon alpin, la section de la feuille est presque aussi large dans le sens antéro-postérieur que dans le sens latéral et a une forme presque carrée; chez l'échantillon de plaine, au contraire, la section comparable de la feuille est bien plus développée dans le sens latéral et a la forme d'un V aplati.

Le tissu en palissade est mieux marqué sur les côtés du limbe, dans l'échantillon des cultures supérieures, et ses cellules contiennent plus de grains de chlorophylle ; en outre, le tissu développé dans le sens antéro-postérieur, entre le faisceau libéro-ligneux et l'épiderme, y acquiert des cellules allongées perpendiculairement à la surface de la feuille et prend lui-même un aspect palissadique.

En outre, l'épiderme est à cellules plus petites et à cuticule plus épaisse.

Rhododendron ferrugineum L.

La vallée de Chamonix se prête d'une manière très favorable à l'observation de la structure comparée de cette espèce, car c'est une des régions des Alpes où son extension en altitude est la plus grande. Si l'on compare des échantillons recueillis dans des endroits également découverts, d'une part, à La Tapiaz, à 1880 mètres d'altitude, d'autre part aux environs de Chamonix, à 1075 mètres, on trouve les différences suivantes :

1. *Structure de la feuille.* — Le limbe de l'échantillon supérieur est en moyenne presque deux fois plus épais, le tissu lacuneux y est beaucoup plus serré, le parenchyme en palissade à cellules plus étroites et plus allongées y présente trois ou quatre assises au lieu de deux. Là encore, il faut signaler l'existence d'un optimum de structure caractéristique, car en examinant la structure du limbe des derniers *Rhododendron* rabougris et ne fleurissant jamais que j'ai trouvés au-dessus de l'Aiguille de la Tour, j'y ai observé une structure plus simple que dans ceux de La Tapiaz.

2. *Structure de la tige.* — Des coupes, faites au milieu de l'entre-nœud moyen des rameaux d'un an ayant achevé leur végétation, présentent entre elles une moindre différence. Les cellules sous-épidermiques serrées de l'écorce sont un peu plus nombreuses dans l'échantillon supérieur, et les lacunes situées entre les mailles du reste du tissu cortical y sont moins grandes, enfin le calibre des vaisseaux du bois est plus petit.

OLÉINÉES.

Fraxinus excelsior L.

Je n'ai sur cette espèce que des observations recueillies sur un grand nombre d'échantillons, d'une part, aux environs de Paris, dans la plaine de Grenoble et aux environs de Mirande (Gers), d'autre part, aux environs de Chamonix, à Huez (Isère), à 1560 mètres d'altitude, et dans le haut de la vallée d'Ancizan (Hautes-Pyrénées).

D'une manière générale, les feuilles comparables de cet arbre sont plus grandes et beaucoup plus vertes dans la région alpine, si l'on ne tient pas compte des derniers Frênes rabougris qui peuvent se rencontrer jusqu'à 1800 mètres de hauteur. La moyenne du rapport de la surface des feuilles à celle des feuilles comparables de la plaine est de 1,30 et la teinte devenant parfois d'un vert presque noir, atteint jusqu'à + 4° et + 5° au chromomètre.

Structure de la feuille. — Le limbe dans les parties homologues, présente dans toute l'épaisseur, de part et d'autre, des tissus orientés perpendiculairement à la surface de la feuille, mais tandis que dans l'échantillon inférieur, il n'y a que cinq à six assises de cellules dont la supérieure seule est compacte, dans l'échantillon supérieur, il y en a six à huit dont les deux ou trois supérieures sont à cellules serrées. L'épiderme de la face supérieure vu de face fait voir des cellules plus isodiamétriques et à parois un peu plus épaisses.

ASCLÉPIADÉES.

Vincetoxicum officinale Mœnch.

Un pied de cette espèce, pris à Fontainebleau, a été cultivé comparativement sur le même sol à Fontainebleau et au-dessus du Peuil de Claix (à 1150 mètres d'altitude).

Les feuilles de l'échantillon supérieur étaient plus épaisses et plus vertes et avaient un tissu en palissade mieux marqué. Les fleurs, qui étaient blanchâtres dans l'échantillon ordinaire, avaient pris une légère teinte jaune ; en somme l'échantillon planté au Peuil avait pris un peu l'aspect du *Vincetoxicum luteolum* Jord. et Fourr.

BORRAGINÉES.

Echium vulgare L.

Des graines provenant de la même plante récoltées à Fontainebleau, ont été semées, sur le même sol, dans cette localité, à Cadéac, au col d'Aspin et sur la chaîne de l'Arbizon.

Dans les cultures supérieures, les fleurs sont devenues plus grandes et plus bleues, les grappes plus serrées et les poils plus nombreux. Ce sont les échantillons du col d'Aspin qui ont présenté les feuilles les plus vertes et ce sont ceux de Cadéac qui ont montré les feuilles les plus épaisses et les mieux caractérisées au point de vue de la structure.

Bien qu'on trouve çà et là, accidentellement, l'*Echium vulgare* croissant à de grandes altitudes sur la chaîne de l'Arbizon, la station de culture sur ce groupe de montagnes était évidemment trop élevée pour cette espèce. D'ailleurs, de tous les semis comparables, faits avec le même nombre de graines, c'est de beaucoup celui de l'Arbizon qui avait donné le moins grand nombre de plants, et, une autre preuve que l'adaptation à ce climat ne s'est pas réalisée, c'est que les plants ne sont pas devenus vivaces et sont restés bisannuels comme dans les autres cultures.

SCROFULARINÉES.

Erinus alpinus L.

L'*Erinus alpinus* a été cultivé comparativement, sur le même sol, à Cadéac et au col de la Paloume. L'échantillon de la culture supérieure avait les fleurs d'un rose plus intense, les feuilles à peu près aussi grandes, mais un peu plus vertes.

La coupe du limbe des feuilles similaires y faisait voir une épaisseur plus considérable et un tissu en palissade à cellules plus allongées et mieux marquées.

Veronica officinalis L.

Le *Veronica officinalis* a été cultivé à Pierrefonds, à Cadéac, au col d'Aspin et sur la chaîne de l'Arbizon.

Les échantillons des stations supérieures avaient leurs feuilles tout à fait appliquées sur le sol, des rameaux dressés plus courts, à grappes de fleurs moins nombreuses ; les feuilles étaient d'un vert moins pâle marquant + 2° à + 2°,5; au chromomètre ; les fleurs, sans être d'une teinte foncée comme celles des Véroniques alpines, étaient notablement plus bleues que dans l'échantillon de plaine ; enfin le limbe était relativement plus épais et le tissu en palissade mieux marqué.

Veronica caucasica Bieb.

Une touffe de cette espèce provenant du Museum a été divisée en trois. On a mis dans l'alcool différentes parties de la plante provenant du premier tiers ; on a planté le second tiers à Chamonix et le troisième à l'Aiguille de la Tour.

1. *Structure de la feuille.* — Si l'on compare des coupes de feuilles moyennes homologues, on voit que dans les échantillons inférieurs, il y a une distinction très nette entre le tissu en palissade à deux assises et le tissu lacuneux. Dès la seconde année de culture cette distinction est complètement disparue dans le limbe de la plante cultivée dans le jardin de Chamonix. Presque tous les tissus de la feuille sont en palissade d'un bout à l'autre dans l'épaisseur du limbe. Une semblable adaptation, mais un peu moins accentuée, s'observait au jardin de Pierre-Pointue où les échantillons se sont moins bien développés et n'ont pas fleuri.

2. *Structure de la tige.* — La tige présente, dans l'échan-

tillon de Chamonix, une assise corticale de renforcement en dessous de l'épiderme mieux marquée que dans l'échantillon originaire du Museum. Le tissu cortical est un peu plus développé par rapport au cylindre central.

On voit, par cet exemple, qu'on ne peut généralement rien conclure de précis en s'adressant à des espèces qui ne croissent pas avec un développement normal dans les régions où on les cultive.

Euphrasia officinalis L.

Des semis de graines d'un même plant recueilli à Pierrefonds, ont été faits dans cette localité, au Montanvers et au Pic d'Arbizon.

1. *Structure de la feuille.* — L'épaisseur et la structure de la feuille sont très variables avec les échantillons provenant de diverses graines et je n'ai pas trouvé de différences très marquées entre les échantillons des stations supérieures et de celles inférieures. D'ailleurs, j'ai fait voir que pour cette plante parasite, quelle que soit l'altitude et quel que soit l'éclairement, l'assimilation chlorophyllienne est toujours extrêmement faible (1). L'absence d'une nette adaptation aux changements de la fonction assimilatrice n'a donc rien de surprenant lorsqu'il s'agit de cette espèce.

2. *Structure de la tige.* — Des sections dans les parties homologues de la tige, montrent dans les échantillons supérieurs, un épiderme mieux marqué et un tissu cortical plus épais par rapport au diamètre du cylindre central.

LABIÉES.

Brunella vulgaris L.

Cette espèce a été cultivée : en plaine, à Fontainebleau et au jardin de l'École Normale ; en montagne, à l'Aiguille de la Tour, au Montanvers et sur la chaîne de l'Arbizon.

---

(1) Voyez : G. Bonnier, *Recherches physiologiques sur les plantes vertes parasites* (Bulletin scientifique de la France et de la Belgique, t. XXV, p. 77).

1. *Morphologie externe.* — La figure MB (planche 12) représente un échantillon des cultures supérieures à la même échelle que la figure PB, qui représente une partie du même échantillon laissé en plaine. Les figures 9*p* et 9*m* (planche 15), représentent les sommités fleuries d'échantillons analogues. L'échantillon alpin a les parties souterraines très développées; les tiges fleuries très courtes portent une ou deux paires de feuilles et sont terminées par une grappe de fleurs plus condensées. Les feuilles sont plus épaisses, et on voit sur la planche 15 la différence de coloration qu'elles présentent, ainsi que la différence très marquée de la teinte des fleurs.

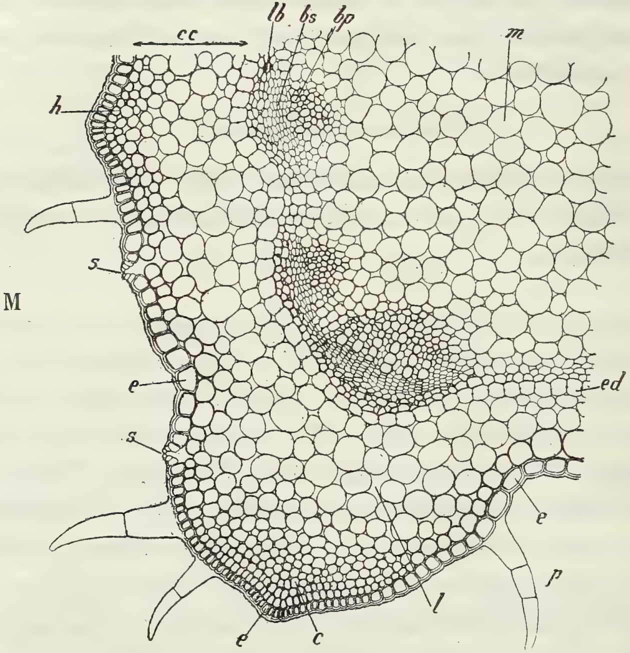


Fig. 34. — *Brunella vulgaris.* — M, coupe de la tige de l'échantillon supérieur au milieu de l'entre-nœud qui est immédiatement au-dessous de l'inflorescence; *e*, épiderme; *p*, poils; *s*, stomates; *cc*, tissu cortical; *h*, assise corticale sous-épidermique; *c*, collenchyme; *l*, lacunes; *ed*, endoderme; *lb*, liber; *bp*, bois primaire ; *bs*, bois secondaire ; *m*, moelle.

2. *Coupe du milieu de l'entre-nœud qui est immédiatement au-dessous de l'inflorescence.* — L'épiderme (*e*, fig. 34) de l'échantillon alpin présente des cellules à membranes plus épaisses que celui de l'échantillon de plaine; la cuticule en est mieux marquée; les stomates *s* sont plus nombreux; en particulier les cellules épidermiques *e'* qui se trouvent sur les angles de la tige sont bien plus serrées que celles qui leur correspondent dans l'échantillon de plaine (*e'*, fig. 35); enfin l'épiderme porte des poils *p* plus grands et plus nombreux.

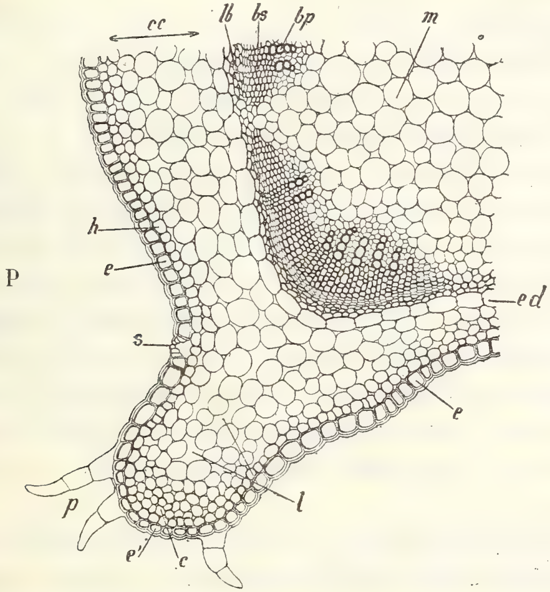


Fig. 35. — *Brunella vulgaris.* — P, coupe de la tige de l'échantillon de plaine comparable à celle de l'échantillon supérieur (M, fig. 34) faite dans un plant provenant du même individu originaire; *e*, *e'*, épiderme; *p*, poils; *s*, stomates; *cc*, tissu cortical; *c*, collenchyme; *l*, lacunes; *ed*, endoderme; *lb*, liber; *bp*, bois primaire; *bs*, bois secondaire; *m*, moelle.

Le tissu cortical *cc* est mieux disposé pour la protection du reste de la tige dans l'échantillon alpin, d'abord parce qu'il est plus épais, en second lieu parce que les membranes des cellules *h* qui avoisinent l'épiderme sont relativement plus épaissies; les cellules collenchymateuses *c* des angles sont plus serrées, plus nombreuses et à membranes plus épaisses que celles qui leur correspondent dans l'échantillon de plaine ; les lacunes *l* de l'écorce sont, d'une manière générale, moins prononcées dans l'individu alpin ; enfin, l'endoderme *ed* a ses cellules moins étalées dans le sens radial.

Tout le cylindre central de la tige de l'échantillon des hautes altitudes présente, au contraire de l'écorce, une différenciation beaucoup moindre que dans l'échantillon de plaine. Le bois primaire *bp* n'est pas lignifié et ses vaisseaux ont des parois qui ne sont guère plus épaisses que celles des cellules voisines; le bois secondaire *bs* n'est pas lignifié non plus et les parois de ses cellules, de ses fibres et de ses vaisseaux restent minces. Le cylindre central de la partie correspondante dans l'échantillon de plaine est, au contraire, très différencié : le bois primaire et le bois secondaire y sont lignifiés chacun d'une manière un peu différente, les membranes du tissu ligneux sont plus épaisses et le liber *lb* est mieux différencié que dans l'échantillon alpin.

3. *Structure de la feuille.* — En prenant toutes les feuilles de l'échantillon de la station supérieure, on les trouve, en moyenne, d'un quart plus épaisses que toutes celles de la station inférieure et les poils sont plus nombreux et plus grands dans le premier échantillon. Les figures 36 et 37 permettent de comparer deux coupes de feuilles de la base de *Brunella vulgaris.*

On voit que dans l'échantillon alpin (M, fig. 36) l'épaisseur de tous les tissus est plus considérable.

L'épiderme a sur les deux faces *es*, *ei* une cuticule un peu plus épaisse et présente sur la face supérieure, en face de la nervure médiane, des cellules plus serrées.

Les fibres protectrices *h* qui sont situées entre ces cellules de l'épiderme et la nervure médiane sont plus nombreuses dans l'échantillon de la station supérieure.

Le tissu en palissade *pl* présente jusqu'à cinq rangées, tandis qu'il n'en offre que deux dans l'échantillon de la station inférieure.

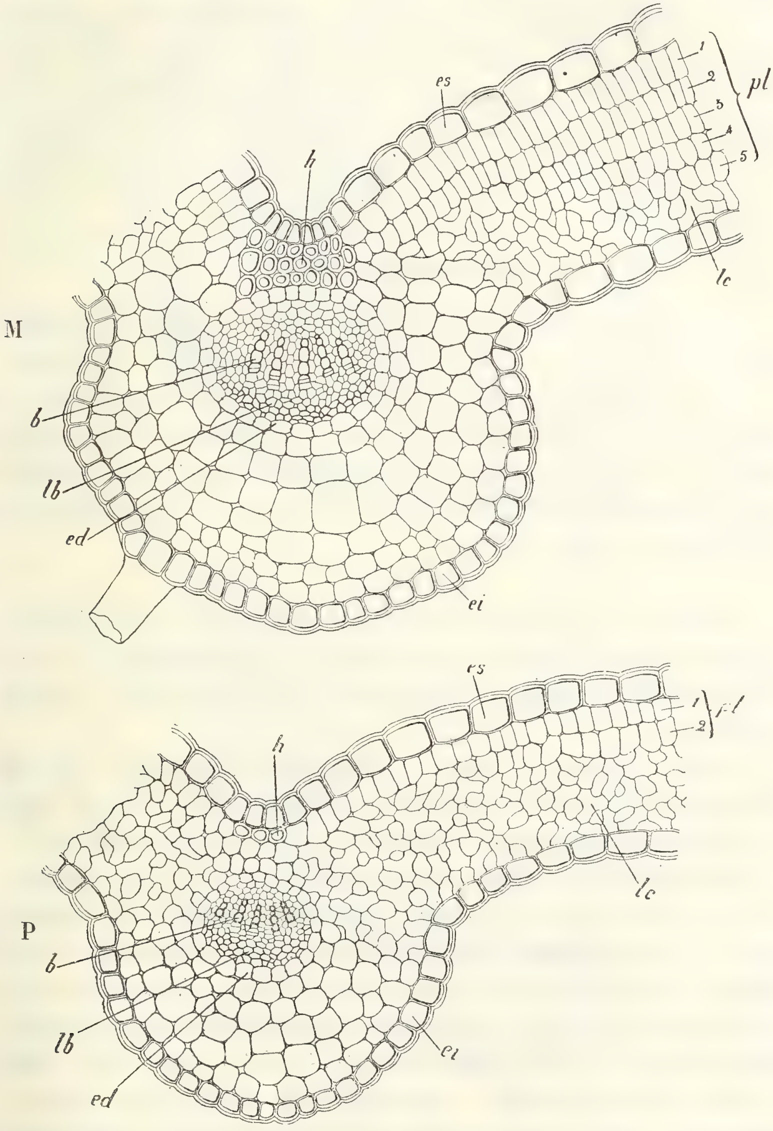


Fig. 36 et 37. — *Brunella vulgaris.* — M, coupe d'une feuille de la base de l'échantillon supérieur ; P, coupe comparable de la feuille de l'échantillon de plaine provenant d'un même individu ; *es*, épiderme de la face supérieure ; *ei*, épiderme de la face inférieure ; *pl*, tissu en palissade ; *lc*, tissu lacuneux ; *h*, tissu fibreux ; *ed*, endoderme ; *lb*, liber ; *b*, bois.

En revanche, le bois *b* est à parois plus minces et à peine lignifiées dans l'échantillon alpin.

Des préparations de l'épiderme de la face supérieure montrent que les cellules épidermiques vues de face sont plus isodiamétriques dans l'échantillon de montagne; les stomates y sont aussi plus nombreux. Cette différence existe aussi, mais moins marquée, pour l'épiderme de la face inférieure.

Galeopsis Tetrahit L.

Les cultures provenant de semis ont été faites à Fontainebleau, à Cadéac, à Lognan et à la Hourquette d'Arreau.

Les exemplaires des cultures supérieures avaient en moyenne une taille moitié moindre, des entre-nœuds plus courts, des feuilles plus vertes, surtout lorsqu'on les regarde par transparence, des poils plus abondants et des fleurs un peu plus colorées.

1. *Section de la tige au-dessus de l'entre-nœud qui porte les groupes de fleurs les plus inférieures.* — Les figures 38 et 39 représentent le quart de la section de la tige pour les deux échantillons.

Si l'on examine la tige de l'échantillon alpin (M, fig. 38) et qu'on y cherche les différences qu'elle présente avec celui de la station inférieure, on trouve les caractères suivants :

Les cellules de l'épiderme *ep* sont à cuticule plus épaisse; l'écorce présente une assise sous-épidermique à cellules dont les membranes sont beaucoup plus épaissies *h;* les cellules collenchymateuses *cl* sont mieux marquées aux angles de la tige et à membranes également plus épaissies; l'endoderme et le cylindre central présentent des différences moins grandes, toutefois les formations libéro-ligneuses y sont un peu moins développées et un peu moins differenciées.

2. *Structure de la feuille.* — En prenant toutes les feuilles

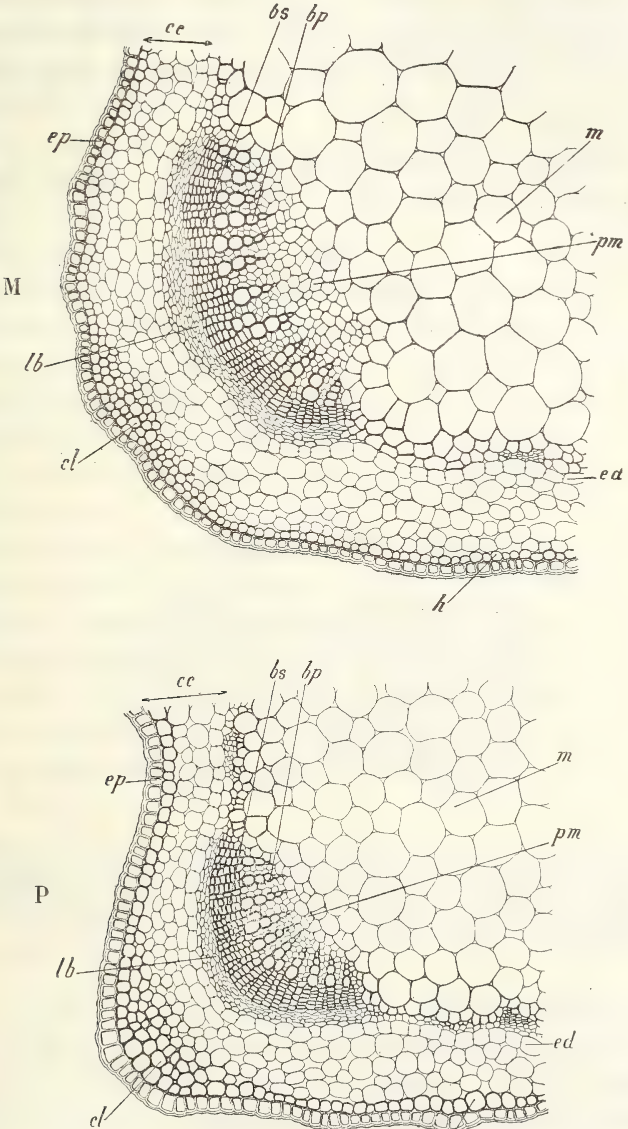


Fig. 38 et 39. — *Galeopsis Tetrahit.* — M, coupe de la tige de l'échantillon supérieur au-dessus de l'entre-nœud qui porte les groupes de fleurs les plus inférieures; P, coupe comparable de la tige de l'échantillon de plaine provenant d'un même individu; *ep*, épiderme; *cc*, tissu cortical; *h*, assise sous-épidermique; *cl*, collenchyme; *ed*, endoderme; *bp*, bois primaire; *bs*, bois secondaire; *pm*, zone périmédullaire; *m*, moelle.

de l'échantillon de la station supérieure, on les trouve en moyenne de 2/5 plus épaisses que toutes celles de la station inférieure et les poils sont plus nombreux et plus grands dans le premier échantillon.

En comparant entre elles les figures 40 et 41, on voit que la coupe du limbe chez l'échantillon cultivé dans la région alpine (M, fig. 40) présente un épiderme *es*, *ei* à cuticule plus marquée et un tissu en palissade *pl* plus épais, à cellules plus allongées et offrant entre elles des méats beaucoup plus étroits. Le tissu lacuneux *lc* a ses éléments un peu plus serrés.

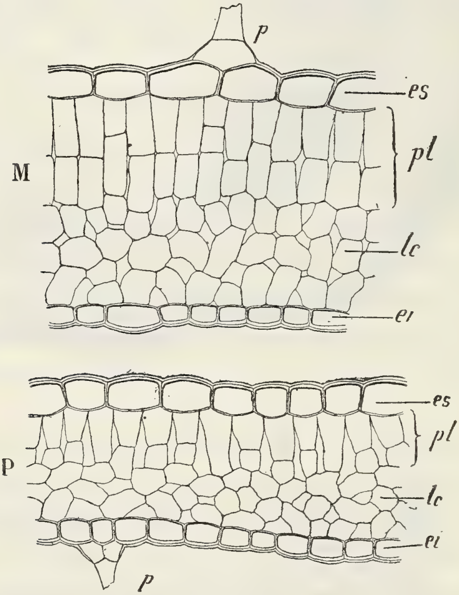


Fig. 40 et 41. — *Galeopsis Tetrahit.* — M, coupe d'une feuille de l'échantillon supérieur; P, coupe comparable d'une feuille de l'échantillon inférieur provenant d'un même individu; *es*, épiderme de la face supérieure; *ei*, épiderme de la face inférieure; *p*, poils; *pl*, tissu en palissade; *lc*, tissu lacuneux.

3. *Structure de la racine.* — Si l'on examine la section de deux racines qui ont achevé leur développement complet au bout de deux saisons, on trouve chez l'échantillon de la

station supérieure un cylindre central relativement plus petit, des vaisseaux ayant, en moyenne, la moitié ou le tiers du calibre de ceux de la racine de l'échantillon inférieur et une moelle presque nulle.

Teucrium Scorodonia L.

Dans la première Note que j'ai publiée en 1887, j'ai déjà cité les principaux résultats obtenus dans des cultures à différentes altitudes avec cette espèce, soit par semis, soit par plantation. Des exemplaires recueillis au col d'Aspin ont été plantés au jardin de l'École Normale Supérieure et à Pierrefonds, tandis que la même année des exemplaires recueillis à Pierrefonds ont été plantés au col d'Aspin. D'autre part, des pieds pris à Meudon ont été cultivés à Chamonix et au Montanvers.

Les cultures comparées au col d'Aspin et aux environs de Paris avaient été établies en 1884; quatre ans après, la moitié des plants cultivés en montagne et provenant d'échantillons de plaine était transportée en plaine et cultivée au jardin de l'École Normale, tandis que la moitié des échantillons provenant du col d'Aspin et cultivés en plaine de 1884 à 1888 était transportée, au contraïre, dans les cultures du col d'Aspin.

L'intérêt de ces déplacements, en sens contraire, des échantillons cultivés tient surtout à ce résultat important que *toutes les modifications obtenues par le changement de climat dans un temps donné se détruisent dans le même temps si on opère le changement de climat inverse.*

En effet, en 1888, les échantillons de plaine qui avaient subi pendant quatre ans l'influence du climat des hautes altitudes et qui avaient acquis déjà, à un degré notable, les modifications dont je vais parler plus loin, ont conservé une partie de ces modifications en 1889, ces caractères se sont progressivement affaiblis pendant les trois années suivantes, et les plants étaient redevenus en 1892 identiques aux échantillons de plaine dont ils étaient originaires.

Pendant ce temps, les cultures croisées en sens inverse donnaient le même résultat. Les échantillons du col d'Aspin, qui avaient subi l'influence du climat de plaine, de 1884 à 1888, ont repris, lorsqu'ils ont été de nouveau transportés au col d'Aspin, de 1888 à 1892, tous les caractères qu'ils avaient au début et sont redevenus tout à fait semblables aux échantillons du col d'Aspin dont ils étaient originaires.

J'ai déjà parlé des modifications extérieures très remarquables qui se produisent dans cette espèce (1); pour les pieds qui sont toujours restés dans les hautes altitudes depuis 1884, ces modifications sont devenues plus grandes. C'est ainsi que les rhizomes y ont pris un développement énorme, que les feuilles sont encore plus velues, les fleurs un peu plus grandes et d'un blanc bien plus jaunâtre.

1. *Section de la tige au milieu de l'entre-nœud qui est immédiatement au-dessous de l'inflorescence.* — La tige, toujours plus épaisse dans l'échantillon alpin, a des poils plus nombreux et en moyenne deux à trois fois plus longs que dans l'autre.

Les caractères de structure que présente la tige du premier échantillon par rapport au second, sont surtout les suivants :

L'épiderme est à parois plus épaisses ; le tissu cortical a de plus nombreuses assises de cellules et offre, aux angles, un collenchyme toujours plus développé et plus serré qui se continue sous l'épiderme par une assise de cellules à parois épaisses; les fibres péricycliques sont un peu plus développées et le reste du cylindre central est relativement un peu moins différencié et présente à cet égard moins de différences encore que dans les deux plantes précédentes.

2. *Structure du pédoncule de la fleur.* — Une coupe transversale au milieu du pédoncule de la fleur présente, dans

---

(1) *Cultures expérimentales*, etc., loc. cit., p. 540 et pl. 21.

l'échantillon alpin, une section plus grande, à épiderme plus épais, à tissu cortical relativement plus développé, mais dont le cylindre central offre des formations libéroligneuses moins différenciées et à tubes criblés moins nombreux. On voit donc encore, même dans ce court pédoncule, l'indication très nette de ce fait général que les tissus protecteurs sont plus différenciés dans le climat alpin, tandis que les tissus conducteurs le sont au contraire à un degré moindre.

3. *Structure de la feuille.* — L'adaptation des feuilles du *Teucrium Scorodonia* aux fonctions chlorophylliennes fournit

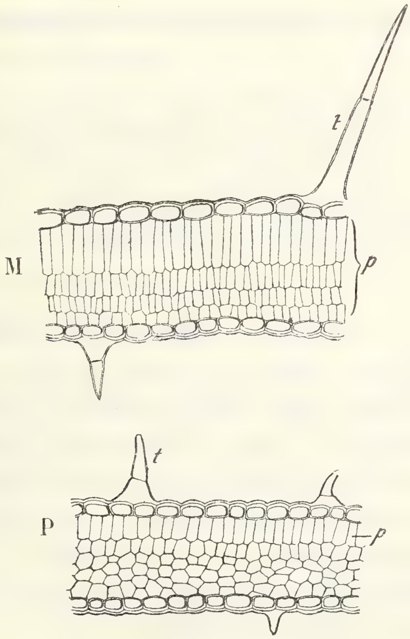


Fig. 42 et 43. — *Teucrium Scorodonia.* — M, coupe d'une feuille de l'échantillon supérieur; P, coupe comparable d'une feuille de l'échantillon inférieur provenant du même individu; *p*, tissu en palissade.

l'exemple le plus net de toutes les Labiées mises en cultures comparées. Il suffit de jeter les yeux sur les figures 42 et 43 pour voir que tout le tissu de la feuille est en palissade, formant quatre ou cinq rangées de cellules allongées perpendiculairement à la surface du limbe, tandis que le limbe chez l'échantillon cultivé en plaine n'a guère qu'une seule rangée de cellules palissadiques. Ces figures montrent aussi la même différence, relative aux poils, que j'ai déjà signalée pour la tige.

4. *Section transversale au milieu du pétiole d'une feuille moyenne.* — La structure comparée du pétiole dans les deux échantillons, fait voir dans l'échantillon des cultures supérieures un épiderme à parois beaucoup plus épaisses, à cellules plus serrées, et un tissu cortical présentant audessous de l'épiderme, au milieu, deux assises de renforcement au lieu d'une, et sur les bords, six à sept au lieu de trois à quatre.

5. *Structure du rhizome.* — Les tiges souterraines après une saison ont, dans le climat alpin, une écorce plus épaisse et une moelle moins lignifiée que dans l'échantillon de plaine ; le calibre des vaisseaux similaires y est un peu moins grand.

6. *Structure de la racine.* — Mais c'est surtout dans les rhizomes plus âgés ou dans les racines que les différences se manifestent au bout d'un certain nombre d'années. Les formations secondaires du liber se montrent relativement plus développées et servent de réserves aux substances nutritives.

De plus, il semble que ces rhizomes ou ces racines peuvent vivre beaucoup plus longtemps dans le climat alpin, car à l'état spontané, j'en ai trouvé qui avaient jusqu'à quinze à vingt couches de bois secondaire.

Calamintha Acinos Clairv.

Cette plante a été cultivée comparativement à Fontainebleau, à Cadéac et sur la chaîne de l'Arbizon, au moyen de semis de graines prises sur un même échantillon provenant des environs de Paris.

Les plants cultivés à Cadéac sont restés annuels, tandis qu'un certain nombre de ceux de l'Arbizon sont devenus vivaces.

Les figures 5*p* et 5*m* de la planche 15 font voir les différences extérieures entre le plant de plaine et celui de montagne. Ce dernier a la corolle relativement plus grande, d'une teinte beaucoup plus violette ; les tiges aériennes moins longues, à entre-nœuds plus serrés, à feuilles plus épaisses, plus vertes et un peu moins dentées.

La structure du limbe fait voir que les palissades sont beaucoup mieux développées dans l'échantillon supérieur.

En somme, la plante de l'Arbizon, devenue vivace, à feuilles superficiellement dentées, à tiges un peu ligneuses à la base, à rameaux nombreux, couchés et portant des racines adventives, à fleurs plus grandes, à corolle plus éclatante, a pris un aspect qui se rapproche de celui que présentent les échantillons naturels du *Calamintha alpina* Lam.

Betonica officinalis L.

Le *Betonica officinalis* a été cultivé aux mêmes stations que l'espèce précédente, en partant d'un même pied originaire de Fontainebleau.

Les figures P et M de la planche 13 représentent à la même échelle deux plants originaires du même pied. On voit que celui de la culture supérieure M a des parties souterraines considérables par rapport aux parties aériennes, des feuilles plus épaisses, des entre-nœuds moins longs. Ce même échantillon est représenté en M′ grandeur naturelle. Les fleurs sont d'un rose pourpre plus foncé et les feuilles marquent $+ 2^\circ$ au chromomètre. Ces dernières font voir dans la structure du limbe des différences analogues à celles qu'on observe dans l'espèce précédente.

— Le *Salvia pratensis* L. et le *Mentha silvestris* L., cultivés dans les mêmes conditions que l'espèce précédente, ont présenté des différences du même ordre.

Thymus Serpyllum L.

Cette plante est remarquable entre toutes par le peu de modifications qu'on observe naturellement, aux altitudes les plus diverses, dans sa morphologie extérieure. Il en a été de même pour les cultures faites à Pierrefonds, au jardin de l'École Normale, au Pic d'Arbizon et à l'Aiguille de la Tour.

Les échantillons des cultures supérieures sont, en moyenne, à peine plus petits, leurs feuilles sont aussi grandes et la couleur des fleurs n'est guère plus intense. Il y a néanmoins des différences anatomiques qui sont les suivantes :

1. *Structure de la tige.* — La différence principale dans la partie aérienne de la tige, coupée au milieu d'un entre-nœud quelconque, réside surtout dans l'épaisseur de l'écorce et dans le renforcement des parois chez les cellules sous-épidermiques.

Dans le climat alpin, l'écorce présente, au milieu des faces de la tige, trois à sept assises de cellules, et dix à quatorze sur les angles ; de plus, une à deux assises spéciales de cellules plus petites et plus épaisses se trouvent au-dessous des cellules épidermiques.

Chez l'échantillon de plaine, l'écorce offre deux à quatre assises de cellules sur les faces et cinq à huit sur angles, et on ne distingue aucune assise sous-épidermique de renforcement.

Comme dans toutes les espèces précédentes, les poils sont plus nombreux et plus longs dans l'échantillon supérieur. On peut noter encore chez cet échantillon une moindre lignification du cylindre central.

Les plants, issus de la même touffe, cultivés dans la station d'altitude intermédiaire, à Cadéac, font voir des caractères également intermédiaires. C'est ainsi que l'écorce n'y est guère moins épaisse que dans la plaine, mais y présente une assise sous-épidermique de renforcement.

2. *Structure de la feuille.* — La feuille est une de celles qui présente le moins d'adaptation au climat alpin. Le limbe y est bien plus épais et à épiderme mieux marqué, mais le tissu en palissade n'y est guère relativement plus développé, par rapport au tissu lacuneux, que dans l'échantillon de plaine. Toutefois, les cellules palissadiques y sont plus serrées et contiennent un plus grand nombre de grains de chlorophylle.

Les stomates sont plus nombreux, par unité de surface, dans l'échantillon des stations supérieures.

SALSOLACÉES.

Chenopodium Bonus-Henricus L.

Cette plante a été cultivée par plantations et par semis, dans la plaine à Louye, dans la montagne à l'Aiguille de la Tour.

Les figures M et P (planche 14) font voir qu'il n'y a pas de changements très importants dans la forme des différents organes de la plante ; la figure M′ représente la plante de la culture supérieure en grandeur naturelle. On remarque toutefois le plus grand développement des parties souterraines et la plus forte épaisseur des feuilles.

La coupe du limbe fait voir la disposition de toutes les cellules plus favorable aux fonctions chlorophylliennes.

URTICÉES.

Urtica dioica L.

La plante a été cultivée comparativement aux environs de Paris, à la Para (chaîne du Mont-Blanc) et sur la chaîne de l'Arbizon.

J'ai déjà donné (1) les différences qui se produisent dans la morphologie extérieure ; ces différences n'ont fait que s'accentuer depuis 1890, surtout pour le plus grand développement des rhizomes dans l'échantillon alpin et pour la teinte verte des feuilles, qui dépasse souvent + 3° au chromomètre.

---

(1) *Cultures expérimentales*, loc. cit., p. 541 et pl. 23.

J'ajouterai que les cellules en palissade sont plus développées dans le limbe des feuilles pour les cultures supérieures.

— Des observations faites sur l'*Ulmus campestris* L., aux environs de Chamonix et aux environs de Paris, montrent des modifications analogues dans la structure de la feuille.

CUPULIFÈRES.

Corylus Avellana L.

Je n'ai relativement à cette espèce que des observations faites sur les feuilles aux environs de Chamonix et aux environs de Paris.

Le limbe, dans les parties similaires, offre les différences suivantes : celui des échantillons provenant des environs de Chamonix, présente, comme celui de la plaine, deux assises de cellules en palissade, mais à cellules beaucoup plus serrées et plus allongées, et les nervures similaires ont un tissu cortical plus grand et à éléments dont les parois sont plus épaisses.

L'épiderme de la face supérieure, vu de face, fait voir des éléments plus petits et des poils plus nombreux.

L'épiderme de la face inférieure a les stomates un peu moins allongés et un peu plus nombreux par unité de surface.

— Des observations analogues faites sur le *Fagus silvatica* L., aboutissent aux mêmes conclusions, sauf que les échantillons récoltés vers la limite supérieure d'altitude du Hêtre, présentent une structure du limbe relativement simplifiée, mais cela pour des Hêtres qui dans cette région restent à l'état de buisson et ne fructifient jamais.

— Il en est de même pour les observations que j'ai faites sur le *Quercus Robur* L., aux plus hautes altitudes que puisse atteindre cette espèce, tout en restant un grand arbre mûrissant ses fruits ; par exemple, à 1250 mètres d'altitude, sur le chemin de la Hourquette d'Arreau (Hautes-Pyrénées), et à 1460 mètres d'altitude au-dessus de Vallouise (Hautes-Alpes).

SALICINÉES.

Salix herbacea L.

La moitié d'une touffe de *Salix herbacea*, récoltée au jardin de la Mer de Glace, à 2800 mètres d'altitude, a été plantée au-dessous de Lognan, près du glacier d'Argentière à 1950 mètres d'altitude, en une région où cette espèce croît encore naturellement en donnant des fruits qui arrivent à maturité.

J'ai comparé la structure de cette plante qui, au bout de quatre ans, avait acquis des feuilles plus nombreuses et plus grandes et des parties aériennes beaucoup plus allongées, à celle que présentait la moitié de la touffe du jardin de la Mer de Glace dont elle est originaire, et j'y ai trouvé les différences suivantes :

1. *Structure de la feuille.* — Dans l'échantillon supérieur, le parenchyme en palissade occupe presque toute l'épaisseur de la feuille, sur quatre à cinq assises serrées, au lieu de n'être développé que sur la moitié de l'épaisseur environ, et de ne former qu'une à deux assises moins cohérentes. Le parenchyme lacuneux est réduit à deux ou trois assises de cellules rapprochées, dont la plus externe est à parois épaissies et très adhérente à l'épiderme, au lieu d'être constitué, comme dans l'échantillon inférieur, par cinq à six assises de cellules lâches. L'épiderme de l'échantillon supérieur a une cuticule plus épaisse, des cellules moins grandes et les cellules qui séparent cet épiderme des faisceaux sont à parois relativement plus épaissies que dans l'échantillon le moins

élevé. En revanche, dans chaque nervure homologue, les éléments sont bien moins différenciés ; les fibres péricycliques et les vaisseaux du bois, qui sont lignifiés dans l'échantillon inférieur, ne le sont pas du tout dans l'échantillon du jardin de la Mer de Glace.

2. *Structure de la tige.* — La tige aérienne, coupée en des régions homologues, fait voir les différences suivantes :

Dans l'échantillon supérieur, le tissu cortical est relativement plus développé par rapport au cylindre central et est constitué par un tissu serré de cellules d'autant plus petites qu'elles sont plus externes, tandis que dans l'échantillon inférieur il n'y a que trois ou quatre assises externes qui soient cohérentes entre elles; le reste est formé par des trabécules de cellules arrondies, disposées en chapelet, et laissant entre elles de nombreuses lacunes. La coupe de l'endoderme au lieu d'avoir une forme circulaire, comme dans l'échantillon supérieur, est sinueuse dans l'échantillon du glacier d'Argentière ; cela tient à ce qu'il est comme bosselé tout autour par le développement et la lignification de paquets de fibres péricycliques qui n'existent pas dans l'échantillon du jardin de la Mer de Glace. Dans ce dernier échantillon le liber et le bois sont beaucoup moins différenciés, la moelle plus réduite et moins lacuneuse.

— Le *Salix reticulata* L., cultivé dans les mêmes conditions, a présenté des modifications analogues. J'ai publié ailleurs une figure qui montre la structure du limbe de la feuille, dans la station supérieure (1).

BÉTULINÉES.

Betula alba L.

J'ai récolté de nombreuses feuilles de cette espèce, d'une part, sur la chaîne du Mont-Blanc, au-dessus de Chamonix entre 1400 et 1700 mètres d'altitude, et, d'autre part, aux environs de Paris et dans les plaines du Dauphiné.

---

(1) G. Bonnier. *Les plantes arctiques comparées aux mêmes espèces des Alpes et des Pyrénées* (Revue générale de Botanique, 1894, t. VI, planche 19, fig. 18).

La feuille a un limbe beaucoup plus épais dans l'échantillon alpin et deux ou trois rangées de palissades au lieu de une à deux; le tissu lacuneux est moins lâche. En face des nervures, les cellules de l'épiderme sont beaucoup plus saillantes, à cuticule plus épaissie, et le tissu cortical plus épais est formé d'un tissu plus compact. L'épiderme de la face inférieure a des cellules beaucoup plus petites, plus isodiamétriques, les stomates sont plus arrondis, plus nombreux par unité de surface.

CYPÉRACÉES.

Carex hirta L.

Une touffe ayant été prise à Fontainebleau a été divisée en deux lots cultivés sur le même sol, le premier à Fontainebleau, le second à Pierre-Pointue.

La limbe de la feuille est en moyenne de 1/4 ou de 1/5 plus épais dans l'échantillon alpin. Excepté au voisinage des nervures principales et aux deux extrémités de la feuille, le tissu qui est entre les lacunes et l'épiderme supérieur présente trois ou quatre assises de cellules bien plus nettement palissadiques que les deux ou trois assises qui leur correspondent dans l'échantillon de plaine. La plupart des éléments du tissu qui sépare ces mêmes lacunes de l'épiderme inférieur, sont plutôt orientés perpendiculairement à la surface de la feuille, tandis que les éléments du tissu correspondant de l'échantillon de plaine ont une orientation quelconque.

— Les *Carex digitata* L., *C. glauca* Scop., *C. panicea* L. et *C. flava* L., cultivés dans les mêmes conditions, ont subi des modifications analogues.

GRAMINÉES.

Molinia cœrulea Mœnch.

Les échantillons ont été cultivés dans les mêmes localités que les *Carex* précédents, et de plus au col de la Paloume. D'autres séries de cultures ont été faites aussi par semis au jardin de l'École Normale et à l'Aiguille de la Tour.

Partout, les exemplaires des cultures supérieures se sont montrés d'une taille beaucoup plus petite, à feuilles plus étroites et plus épaisses, d'une teinte plus verte marquant jusqu'à + 2° à + 3° au chromomètre. Les fleurs étaient d'un bleu beaucoup plus intense, sans atteindre pourtant la teinte d'un bleu noir que présentent les échantillons spontanés, aux mêmes altitudes.

Le limbe de l'échantillon supérieur est de 1/6 à 1/5 plus épais. L'épiderme, qui est lignifié dans les deux cas, l'est plus fortement dans l'échantillon alpin, sauf que les cellules plus grandes situées par groupes entre les nervures y sont relativement de plus grande taille.

Anthoxanthum odoratum L.

Cette espèce, cultivée dans les mêmes conditions que la précédente, a montré, dans les cultures alpines, des feuilles et des inflorescences plus foncées, des parties souterraines beaucoup plus développées.

Le limbe de la feuille est un peu plus épais dans l'échantillon alpin et toutes les cellules y sont presque sans méats. L'épiderme y est beaucoup plus différencié, surtout sur la face supérieure, où il fait voir une plus grande inégalité entre les cellules qui sont en face des nervures et les cellules beaucoup plus grosses qui se trouvent entre les nervures. D'autre part, tandis que la cuticule est à peine indiquée dans l'échantillon de plaine, elle est parfaitement nette dans l'échantillon des hautes altitudes.

— Les *Dactylis glomerata* L., *Trisetum flavescens* P. B., *Agrostis vulgaris* With. et *Briza media* L., ont donné des résultats analogues.

ABIÉTINÉES.

Pinus silvestris L.

J'ai fait des observations comparées sur un grand nombre de feuilles récoltées, d'une part aux environs de Paris, d'autre part près du lac d'Orrédon dans les Pyrénées, vers 1900 mètres d'altitude, et sur la chaîne de Montbrison, près de Vallouise (Hautes-Alpes), vers 1400 mètres d'altitude.

Les feuilles récoltées en montagne sont toujours plus courtes, plus épaisses et d'un vert plus foncé.

Structure de la feuille. — Dans l'échantillon alpin, les cellules épidermiques présentent une cuticule presque deux fois plus épaisse; les cellules qui sont plus lignifiées et qui ont les parois beaucoup plus épaisses, présentent, en coupe, leur plus grande dimension dans le sens perpendiculaire à la surface de la feuille; dans l'échantillon de plaine, au contraire, ces mêmes cellules ont leur plus grande largeur parallèle à la surface de la feuille. Il résulte de cette disposition que la protection de la feuille par une substance lignifiée est plus de deux fois plus grande dans l'échantillon alpin.

Le tissu cortical présente au-dessous de l'épiderme une zone de renforcement mieux marquée et a trois à sept assises de cellules entre cette zone et l'endoderme.

Les canaux sécréteurs ont un diamètre beaucoup plus grand que dans l'échantillon de plaine.

Le cylindre central est un peu moins différencié, les deux faisceaux libéro-ligneux en sont plus rapprochés et les fibres s'y trouvent moins nombreuses.

Picea excelsa Link.

1. *Structure de la feuille.* — J'ai comparé, de la même manière que pour le Pin, les feuilles homologues de *Picea*

excelsa, prises d'une part aux altitudes élevées, et d'autre part cultivées dans la plaine ou recueillies dans les basses régions des Vosges. Mais comme on pourrait objecter que ces échantillons ne sont pas dans les mêmes conditions, j'ai comparé aussi les *Picea* pris en haut et en bas de la région des Sapins, sur des sols de même nature; ces derniers m'ont donné des différences de même ordre.

D'une manière générale, les feuilles de *Picea* des stations élevées présentent, en section, un losange dont les angles sont moins différents que dans l'échantillon de plaine. L'épiderme a des parois plus épaisses et les cellules fibreuses de l'écorce qui le renforcent présentent deux assises sur les angles au lieu d'une seule.

L'écorce, plus développée par rapport au cylindre central, est formée de cellules à membranes plus contournées et s'engrenant plus fortement les unes avec les autres. La structure du cylindre central ne présente pas de différences importantes.

2. *Coupe d'une pousse d'un an ayant achevé sa différenciation.* — La tige présente, chez l'échantillon supérieur, des cellules fibreuses au-dessous de l'épiderme plus nombreuses et plus lignifiées; l'écorce est plus développée par rapport au cylindre central, le liège plus épais, les canaux sécréteurs relativement un peu plus grands, le bois moins différencié, la moelle beaucoup plus petite et à cellules relativement plus grandes.

— Le *Larix europæa* DC. présente des différences qui varient dans le même sens, tel est le développement plus grand des cellules scléreuses sous-épidermiques mais qui sont moins marquées que dans les deux espèces précédentes, ce qui se comprend assez bien, puisque les feuilles de cet arbre ne sont pas pérennantes.

L'*Abies pectinata* DC. des altitudes supérieures, a des canaux sécréteurs relativement plus grands et un sclérenchyme sous-épidermique mieux développé ; les membranes lignifiées des cellules épidermiques sont aussi plus épaisses.

CUPRESSINÉES.

Juniperus communis L.

Des pieds de Genévrier, originaires de Fontainebleau, ont été cultivés comparativement à Fontainebleau, au jardin de l'École Normale, à Cadéac, à Chamonix et au-dessus de Pierre-Pointue.

Les échantillons des cultures supérieures avaient déjà, au bout de sept à huit ans, la tige et les rameaux complètement couchés sur le sol, les feuilles se recouvrant les unes les autres, plus courtes, plus épaisses et plus brusquement rétrécies au sommet. Au bout de dix ans, on peut dire que la plante avait acquis presque complètement tous les caractères du *Juniperus alpina* Clus.

1. *Coupe d'un rameau d'un an.* — Choisissons pour les comparer deux rameaux d'un an pris vers le haut de deux pieds du même âge, le premier cultivé dans la plaine, le second à 2400 mètres d'altitude.

Les figures 44 et 45 représentent une portion de la coupe transversale de ces deux rameaux ; la section a été pratiquée, dans les deux cas, au milieu de la pousse d'un an et au milieu d'un entre-nœud.

En général, la tige de l'échantillon alpin est plus grosse que celle de l'échantillon de plaine ; en moyenne, elle a deux à trois dizièmes de plus. Mais ce qui est beaucoup plus important à considérer, c'est l'épaisseur relative des divers tissus.

Dans les échantillons de plaine, l'écorce a, en moyenne, une épaisseur égale à la moitié du rayon du cylindre central, tandis que dans l'échantillon alpin, l'épaisseur de l'écorce est à peu près égale au rayon du cylindre central. D'une manière générale, la tige alpine contient moins de bois et de liber, tandis qu'au contraire, les cellules épidermiques sont

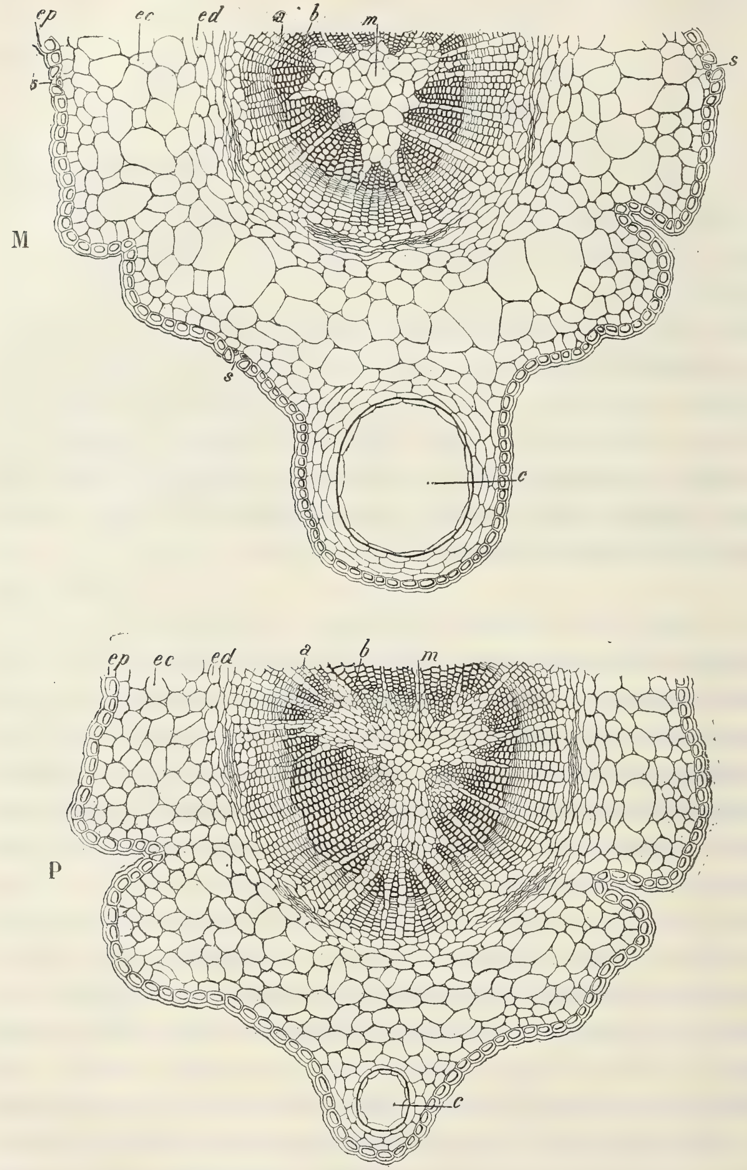


Fig. 44 et 45. — *Juniperus communis.* — M, coupe d'un rameau d'un an de l'échantillon supérieur; P, coupe comparable d'un rameau de l'échantillon inférieur; *ep*, épiderme; *s*, stomates; *ec*, tissu cortical; *c*, canaux sécréteurs; *ed*, endoderme; *a*, assise génératrice; *b*, bois; *m*, moelle.

plus lignifiées et les cellules du tissu cortical plus grandes et plus développées dans le sens radial.

Si nous reprenons avec plus de détail les différences qu'on observe dans chacun des tissus, nous trouverons les caractères suivants chez l'échantillon alpin par rapport à celui de la plaine.

L'épiderme *ep* a des cellules dont les parois sont plus épaisses et dont le diamètre intérieur moyen est égal à un peu plus des 5/7 de ce même diamètre intérieur dans l'autre échantillon.

Les stomates *s* sont beaucoup plus nombreux et la cuticule est plus lignifiée.

Le tissu cortical proprement dit *ec*, quoique beaucoup plus épais, n'est pas formé par un bien plus grand nombre d'éléments; sa zone médiane est constituée par des cellules bien plus grandes, qui dans le sens radial sont aux cellules correspondantes de l'échantillon de plaine dans le rapport de 7 à 5 en moyenne, et c'est à cette différence de structure qu'est due l'épaisseur plus grande de l'écorce.

Ce qui est surtout remarquable dans le tissu cortical, c'est la différence que présentent les canaux secréteurs qui font voir dans les deux cas un calibre aussi différent que celui que représentent en *c* les figures 44 et 45. Le rapport du diamètre des canaux sécréteurs est de 8 à 3; on voit que cette différence de calibre est en rapport avec la plus forte proportion de résine que l'on trouve dans les échantillons des altitudes supérieures.

L'endoderme *ed* ne présente pas de différences importantes; on peut noter toutefois que la lignification de ses cellules paraît un peu moins grande dans l'échantillon alpin.

Le cylindre central, un peu moins différencié, a un bois lignifié *b* dont l'épaisseur est environ les 7/10 de celle du cylindre central de l'échantillon de plaine.

La moelle *m* est constituée par des cellules moins nombreuses, mais beaucoup plus grandes.

Notons encore que le calibre des vaisseaux est environ égal aux 3/4 de celui des vaisseaux similaires de l'échantillon de plaine.

2. *Coupe d'un rameau de deux ans.* — Si l'on compare de même deux sections de tiges de deux ans prises au milieu de la pousse et sur des branches aussi homologues que possible, on voit s'accentuer encore la plupart des différences que je viens de signaler pour le rameau d'un an. Il suffira de dire que la distance de l'assise génératrice à l'épiderme est égale à environ trois fois la distance de cette même assise génératrice au centre dans l'échantillon alpin, tandis que l'assise génératrice se trouve à peu près à égale distance du centre et de l'épiderme dans l'échantillon de plaine.

Le bois de la seconde année a aussi, chez l'échantillon supérieur, des vaisseaux d'un calibre moindre, tandis que les éléments du liber secondaire y sont au contraire plus larges.

3. *Rameaux plus âgés.* — Comparons de même des tiges de plus en plus âgées. Dans les coupes de trois ans, alors que l'écorce commence à se distendre par suite de l'épaississement du cylindre central et que les canaux sécréteurs sont en voie de lignification, on trouve toujours un moindre développement dans l'échantillon alpin du bois secondaire de troisième année. Ces différences se maintiennent pendant la quatrième et la cinquième année, périodes qui correspondent à l'exfoliation de l'écorce.

Si l'on compare les coupes analogues de deux rameaux de six ans, on trouve que le diamètre de la partie ligneuse est à peu près moitié moindre dans l'échantillon alpin, tandis que les tissus qui entourent cette partie ligneuse sont deux à trois fois plus épais.

Les zones lignifiées du liber secondaire sont moins marquées, mais l'écorce secondaire et le liège y présentent un développement beaucoup plus grand.

Nous voyons donc là encore, à la suite de ces études comparatives, que la plante alpine continue à présenter, quelle que soit la nature histologique des tissus, un moindre développement des éléments conducteurs et un plus grand développement des éléments protecteurs.

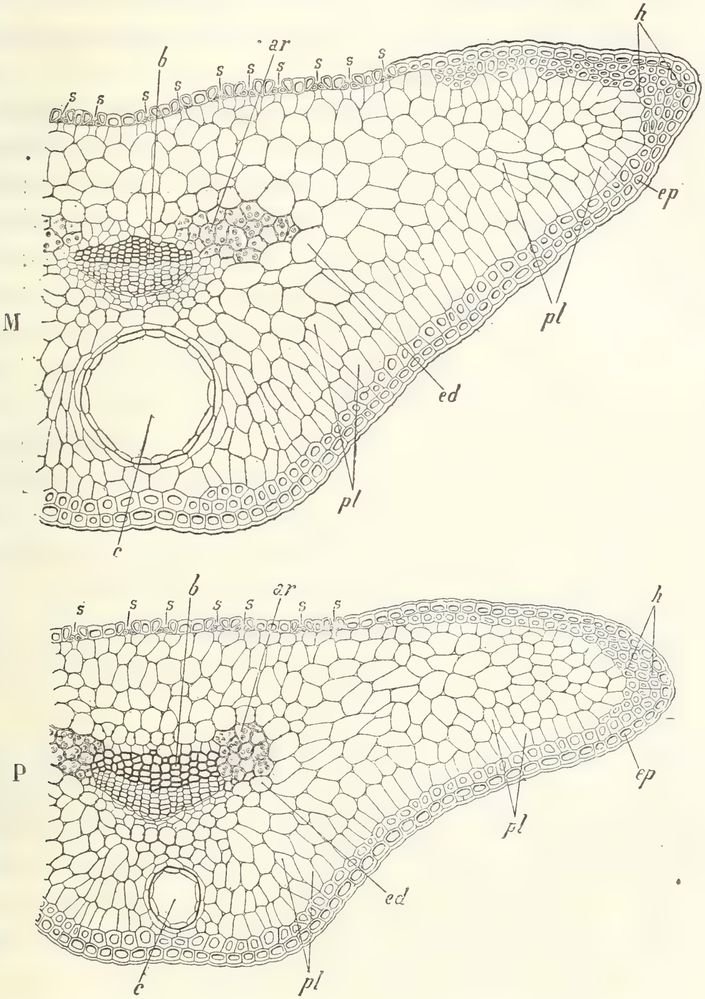


Fig. 46 et 47. — *Juniperus communis.* — M, coupe d'une feuille de l'échantillon supérieur ; P, coupe comparable d'une feuille de l'échantillon inférieur ; *ep*, épiderme ; *s*, stomates ; *h*, assises sous-épidermiques ; *pl*, tissu en palissade ; *c*, canaux sécréteurs ; *ed*, endoderme ; *ar*, tissu aréolé ; *b*, bois.

4. *Coupe de la feuille.* — Examinons comparativement la coupe transversale pratiquée au milieu de deux feuilles prises dans la région moyenne d'une pousse d'un an, à la fin de la saison. Les figures 46 et 47 représentent ces deux coupes.

D'une manière générale on y voit, comme dans la tige, une certaine réduction dans la différenciation du cylindre central et un plus grand développement de l'écorce, mais avec quelques modifications spéciales que nous allons passer en revue.

L'épiderme *ep* de l'échantillon alpin a ses parois et sa cuticule beaucoup plus épaisses; les stomates *s* sur la face supérieure de la feuille sont beaucoup plus nombreux; les cellules épaissies de l'écorce *h* qui sont en dedans de l'épiderme ont aussi leurs parois plus épaisses, sont plus lignifiées et présentent çà et là une ou deux assises supplémentaires. Le tissu en palissade *pl*, qui est chez cette plante à la face inférieure de la feuille, est plus accentué et présente deux à trois assises de cellules au lieu de une ou deux; vers les bords de la feuille, ces cellules tendent, plus nettement que dans l'échantillon de plaine, à prendre une direction normale à la surface de la feuille.

Comme dans la tige, les canaux sécréteurs *c* ont un diamètre beaucoup plus grand. L'endoderme *ed* a des cellules plus larges et des épaississements un peu moindres. Quant au tissu de la nervure il présente un bois *b* un peu moins développé et à éléments dont le calibre est presque deux fois moins grand que dans l'échantillon inférieur. Le tissu aréolé *ar* a des ornements un peu moins épaissis.

FOUGÈRES.

Pteris aquilina L.

Les cultures comparées ont été faites à Fontainebleau, à Cadéac et au col d'Aspin. Dans cette dernière localité la feuille adulte est moins grande, a moins de ramifications et les lobes moins profondément séparés les uns des autres. Les exemplaires cultivés ont pris sensiblement l'aspect des *Pteris* qu'on trouve naturellement à cette altitude.

Les parties similaires des divisions du limbe de la feuille font voir dans l'échantillon supérieur un épiderme mieux marqué, dont les parois prennent une teinte sombre après un traitement par le carmin aluné et le vert d'iode. Le parenchyme est à cellules plus serrées.

Des coupes homologues du pétiole montrent, dans l'échantillon alpin, une moindre différenciation des parties vasculaires et l'absence de cellules sclérifiées vers le milieu du pétiole.

Polypodium vulgare L.

L'échantillon cultivé à La Tapiaz présente un limbe de 1/5 plus épais en moyenne et où l'épiderme est plus distinct que dans l'échantillon de plaine, notamment sur la face inférieure.

La section du pétiole ne montre pas de différence sensible, si ce n'est une moindre différenciation dans le tissu libérien.

— L'*Athyrium Filix-femina* Roth., cultivé comparativement à Pierrefonds et à Chamonix, a présenté des différences un peu plus marquées que celles du *Polypodium vulgare* et moins accentuées que celles du *Pteris aquilina*.

II

MODIFICATIONS MORPHOLOGIQUES OBSERVÉES EN COMPARANT DIFFÉRENTES ESPÈCES DU MÊME GENRE.

Les résultats de toutes les expériences qui précèdent ont montré qu'une espèce donnée, croissant dans la plaine, modifie sa forme et sa structure toujours dans le même sens, si on la soumet à l'influence du climat alpin, sans atteindre les dernières limites d'altitude où elle puisse croître naturellement.

De plus, en dehors des cultures, l'observation directe des individus appartenant à une même espèce, et spontanés aux altitudes les plus différentes, confirme le plus souvent le résultat des expériences et fait voir même, en beaucoup de cas, des différences encore plus grandes.

Il est donc démontré que ces individus qui ont subi depuis longtemps l'influence du climat alpin se sont adaptés sous l'influence pure et simple des conditions du milieu physique.

On pourrait dès lors se demander si, en comparant les espèces d'un même genre, les unes exclusivement alpines et les autres exclusivement de plaine, on n'obtiendrait pas les mêmes différences, si ce n'est des différences mieux marquées encore.

Mais lorsqu'on pose la question de cette manière on se heurte à des difficultés que ne présentent pas la comparaison des divers individus d'une même espèce et surtout la comparaison des divers plants issus d'un même individu.

C'est qu'en effet, d'autres causes que l'adaptation directe aux climats actuels ont dû influer sur la constitution des différentes espèces qu'on groupe dans un même genre.

Il suffit de citer les observations comparées qui suivent, faites sur les genres *Thalictrum*, *Lotus* et *Saxifraga*, pour mettre en évidence les difficultés que l'on rencontre en essayant d'établir des comparaisons de cet ordre.

Genre *THALICTRUM.*

1. *Série de formes se rapportant au* Thalictrum minus L. — Considérons une série de formes se rattachant les unes aux autres par de nombreux intermédiaires, comme par exemple, les formes rattachées à l'espèce de premier ordre *Thalictrum minus*, prises dans les localités naturelles les plus différentes et à des altitudes diverses.

On constate, en général, chez ces formes diverses, une série de variations de structure avec l'altitude qui se produisent dans le même sens que celles qui ont été notées pour les espèces des cultures expérimentales. Toutefois on peut remarquer, d'une part, que certains échantillons recueillis au bord de la mer ou dans la région méditerranéenne, subissent certainement d'autres influences de climat que celles que nous considérons, et que, d'autre part, certaines sous-espèces peuvent être considérées comme assez fixées pour n'être plus rigoureusement comparables aux autres échantillons. Voici, en effet, ce qu'on observe relativement à la structure du limbe de la feuille pour un certain nombre de ces formes qui dépendent du *Th. minus*.

Prenons comme point de départ, le *Th. majus* Koch., récolté aux environs de Lyon : il a les feuilles minces, une assise de cellules courtes palissadiques occupant environ le tiers de l'épaisseur du limbe ; le tiers qui occupe le milieu du limbe est formé de cellules lacuneuses plutôt orientées perpendiculairement à la surface de la feuille ; enfin le tiers inférieur est un tissu lacuneux dont les éléments ont une orientation quelconque. Pour préciser appelons I, II et III, ces trois parties du mésophylle pris comme type dans cette forme.

Comparons maintenant cette forme, à d'autres formes récoltées aussi aux altitudes inférieures. Le *Th. expansum* Jord., récolté dans le Loiret, a ses feuilles plus épaisses et, en revanche, le tissu en palissade de la couche I est beaucoup moins marqué. Le *Th. minus*, du littoral des Alpes-Maritimes, a des feuilles à peu près de même épaisseur, mais dont le tissu en palissade est à peine différencié; les couches I, II et III ne sont presque pas distinctes les unes des autres et très lacuneuses.

Le *Th. dunense* Dumort., récolté dans les dunes de Dunkerque, a le limbe des feuilles un peu plus épais, un tissu en palissade beaucoup plus développé que dans toutes les formes précédentes, quoique encore un peu lâche, mais dont les cellules renferment moins de grains de chlorophylle.

Adressons nous maintenant à des formes développées à de grandes altitudes. Le *Th. fallacinum* Gren., recueilli à 1900 mètres d'altitude dans les Pyrénées, a ses couches I et II formées par deux rangées de cellules palissadiques, très serrées dans la couche I, un peu moins dans la couche moyenne II ; la couche III est constituée par un tissu lacuneux. L'épaisseur de la feuille est plus grande que dans toutes les formes précédentes.

Enfin, des échantillons du *Th. odoratum* G. G., récoltés soit au Villard d'Arène à 1800 mètres, soit à Huez à la même altitude, renferment encore deux assises de cellules en palissade serrées et une assise de tissu lacuneux, mais l'épaisseur du limbe est plus faible.

Le *Th. fœtidum* L., qui se rattache aussi à cette série de formes, montre dans l'échantillon recueilli à l'Alpe-Huez, à 2000 mètres d'altitude, une structure analogue à celle de la forme précédente.

— Il résulte de l'étude de cette première série qu'il est difficile de comparer d'une manière absolue, les structures d'échantillons ne provenant pas originairement d'un même individu. On ne peut, en effet, tirer aucune conclusion relative à l'épaisseur de la feuille, en considérant les formes précédentes ; quant à l'adaptation du tissu en palissade, il faut nécessairement laisser de côté l'échantillon des dunes de Dunkerque, où le développement de ce tissu, avec réduction de la chlorophylle, est évidemment dû à l'influence maritime (1).

2. *Espèces différentes de Thalictrum.* — Le *Th. flavum* L., récolté dans la plaine, à Romorantin ou à Mortefontaine, offre un limbe à tissu très lacuneux dont les cellules sont un peu plus serrées.

Le *Th. parisiense* Jord., de Meudon, présente, au contraire, trois couches bien marquées : la couche I formée d'une rangée de cellules en palissade étroites et allongées, serrées les unes contre les autres ; la couche II d'une autre assise de cellules également en palissade, mais un peu plus lâches ; la couche III d'un tissu lacuneux. Le *Th. angustifolium* L., récolté aux environs de Grenoble, a un tissu en palissade peu marqué à côté de ces échantillons d'espèces récoltées en plaine. Notons les structures suivantes d'autres espèces récoltées dans les montagnes.

Le *Th. macrocarpum* Gren., des Eaux-Bonnes, a des folioles minces où le parenchyme est presque entièrement constitué par du tissu lacuneux. Le *Th. simplex* L., récolté au Lautaret à 2000 mètres d'altitude, a des feuilles plus épaisses et un parenchyme un peu lacuneux, mais dont tous les éléments sont disposés perpendiculairement à la surface de la feuille et dans toute son épaisseur.

Enfin, et c'est là le fait le plus importaut à mettre en évidence, le *Th. alpinum* L., qui ne se rencontre que dans les hautes altitudes des Alpes et des Pyrénées, a les feuilles assez épaisses, mais remplies entièrement par un tissu lacuneux qui se montre seulement vers la face supérieure, un peu plus serré et à éléments plus ou moins orientés perpendiculairement à la surface du limbe. C'est ce que j'ai constaté aussi bien pour l'échantillon du pic de Cambredaze (Pyrénées

---

(1) Voy. Lesage, *Recherches expérimentales sur les modifications des feuilles chez les plantes maritimes* (Revue générale de Botanique, t. II, p. 54).

Orientales), que pour ceux de la région alpine de l'Oisans.

Si donc on avait comparé de prime abord, le *Th. parisiense* de Meudon au *Th. alpinum* de la région alpine supérieure, on en déduirait une conclusion inverse de celle où conduisent tous les résultats des cultures expérimentales précédentes. — Il résulte de cette étude que si les formes d'une même espèce ne doivent être comparées à ce point de vue qu'avec une grande prudence, il est impossible d'étendre de pareilles comparaisons aux espèces différentes d'un même genre. Les caractères acquis, devenus héréditaires, interviennent certainement dans la structure observée et il serait inexact d'attribuer à l'influence physique du milieu actuel, la forme et la nature des éléments qui constituent les différents tissus de la plante.

Genre *LOTUS*.

Si au lieu de cultiver la même espèce de *Lotus*, comme il est indiqué page 240 et suivantes, on établissait les comparaisons, en prenant toutes les formes plus ou moins voisines du *Lotus corniculatus*, les unes de montagne et les autres de plaine, on obtiendrait les résultats suivants :

J'ai comparé, le *L. corniculatus* récolté sur le mont Ventoux et le *L. corniculatus* récolté au pied du glacier Blanc, dans le massif du Pelvoux, à 1850 mètres d'altitude, aux Poir ; formes suivantes : le *Lotus decumbens* Poir., récolté à Saint-Chamas (Provence) et le *Lotus angustissimus* L., récolté aux environs de Blois.

Le limbe de la feuille est très différent chez ces deux dernières espèces de plaine ; il n'y a chez la première aucune trace de tissu en palissade, tandis que le limbe du *L. angustissimus*, d'ailleurs plus épais, a le tiers de son mésophylle occupé par un tissu en palissade un peu lâche. D'autre part, tandis que le limbe très épais des folioles du *Lotus corniculatus* du Pelvoux est entièrement pallissadique, celui du mont Ventoux est beaucoup moins épais et n'est qu'à moitié disposé en palissade.

L'épiderme de la face inférieure est à cellules assez isodiamétriques et peu engrenées les unes dans les autres dans le *L. decumbens* ; tandis qu'il est à cellules plus longues que larges et à parois plus contournées dans le *L. angustissimus*. Dans le *L. corniculatus* des hautes altitudes, il est à la fois à éléments plus petits, et plus isodiamétriques.

On voit déjà qu'on ne saurait tirer aucune conclusion bien nette des comparaisons précédentes.

Il en est de même si l'on s'adresse à la structure de la tige, soit en comparant le milieu du pédoncule de la fleur, soit le milieu de l'entre-nœud qui se trouve au-dessous. En effet, considérons par exemple, le pédoncule. Dans le *L. decumbens* son épiderme a des cellules bien plus grandes que celles de l'assise extérieure corticale qui le renforce ; dans le *L. angustissimus*, c'est au contraire l'assise de renforcement qui a des cellules plus grandes que celles de l'épiderme. C'est le contraire dans le *L. corniculatus* du mont Ventoux où les cellules épidermiques sont trois fois plus grandes que celles de l'assise de renforcement. Enfin dans celui de la chaîne du Pelvoux, ces deux assises (*ep* et *h*, fig. 48) sont à peu près égales. La figure 48 représente un fragment de la tige de cette dernière plante qui fait voir des caractères intermédiaires entre les tiges des échantillons de culture (fig, 18 et fig. 19, p. 241). On y voit, en effet, l'assise sous-épidermique *h* à cellules cohérentes, mais à membranes peu épaissies ; le tissu cortical à 3 ou 4 assises ; les grandes cellules péricycliques *p* très développées, les fibres *f* assez nombreuses et les faisceaux *l*, *b*, réunis par une assise lignifiée *s*.

Il y a en moyenne quatre assises corticales dans le pédoncule du *L. decumbens* et l'assise de renforcement extérieure est très incomplète ; dans le *L. angustissimus* il n'y a en moyenne que trois assises corticales dont l'extérieure renforcée très complète.

Dans le pédoncule du *L. corniculatus* du mont Ventoux, il y a cinq à huit assises de tissu cortical ; dans celui de la chaîne du Pelvoux il y a trois assises.

Les grandes cellules péricycliques qui se trouvent à droite et à gauche de chaque faisceau sont, il est vrai, plus grandes dans les *L. corniculatus* des hautes altitudes, mais si l'on compare celles du *L. angustissimus* à celles du *L. decumbens*, on trouve que dans cette dernière espèce, ces grandes cellules péricycliques ont en moyenne un diamètre deux fois plus grand que dans la première.

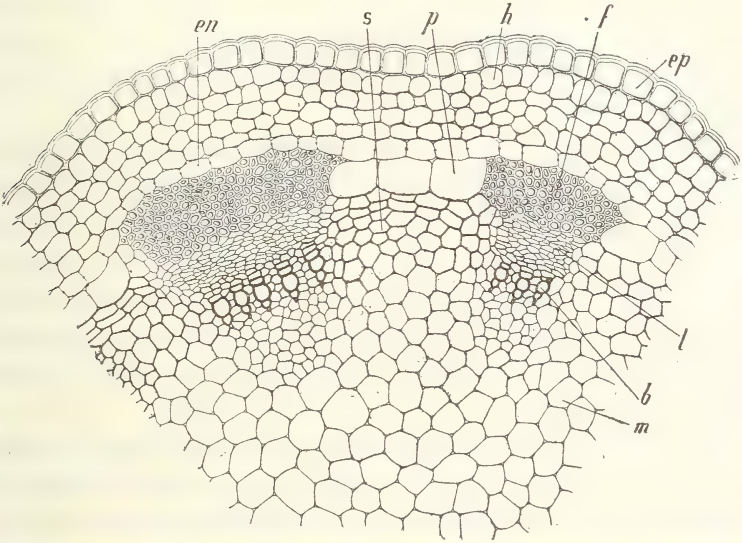


Fig. 48. — *Lotus corniculatus* du massif du Pelvoux. Coupe de la tige comparable aux figures 18 et 19, p. 241 : *ep*, épiderme; *h*, assise corticale sous-épidermique; *en* endoderme; *p*, grandes cellules péricycliques; *f*, fibres du péricycle; *l*, liber; *b*, bois; *m*, moelle.

Enfin le tissu lignifié du cylindre central est interrompu dans le *L. decumbens* et dans le *L. corniculatus* du mont Pelvoux ; continu, au contraire, dans le *L. angustissimus* de Blois et dans le *L. corniculatus* du mont Ventoux.

— On doit conclure d'une semblable étude comparée que le polymorphisme du *L. corniculatus* et des espèces voisines, qui s'y rattachent plus ou moins par des intermédiaires, n'a pas pour seule cause l'influence du milieu actuel, et que si l'on veut mettre en évidence cette dernière influence seule, des expériences de culture faites avec des plants provenant originairement du même individu, comme il a été fait précédemment, s'imposent d'une manière absolue.

Genre *SAXIFRAGA*.

Les diverses espèces de ce genre présentent les tendances les plus diverses à la différenciation des tissus dans le limbe de la feuille. Or, si l'on ne tient pas compte de ces tendances spécifiques héréditaires et si l'on veut comparer entre elles les diverses espèces de ce genre, au point de vue des relations de la structure avec l'altitude, on s'exposerait à de singulières erreurs.

C'est ainsi que le *Saxifraga bryoides* L,, des hautes altitudes, a un parenchyme foliaire presque uniquement formé de cellules arrondies et lâches. Si on le comparait aux Saxifrages spontanés de nos plaines, au *S. granulata* L., ou même au *S. cuneifolia* L. qui présente trois assises palissadiques dans la région subalpine, on arriverait à une conclusion diamétralement opposée à celle que l'on peut tirer de toutes les cultures précédentes.

D'autre part, si on comparait ce même *Saxifraga bryoides* au *S. exarata* Vill., récolté aussi dans la région alpine, on trouverait chez ce dernier les tissus de la feuille presque entièrement palissadiques, tandis qu'ils ne le sont nullement chez le premier.

Au contraire, si l'on comparait le *Saxifraga tridactylites* L., de la plaine, le *S. aizoides* L., de la région subalpine et le *S. nervosa* Lap., de la région alpine, on en déduirait des conclusions conformes à celles que nous ont fourni les comparaisons faites avec les échantillons de la même espèce, ou mieux provenant originairement du même pied.

Ces observations diverses prouvent donc surabondamment la nécessité des cultures expérimentales, si l'on veut obtenir des résultats certains sur l'influence immédiate que le climat exerce sur les plantes.

III

MODIFICATIONS PHYSIOLOGIQUES PRODUITES PAR LE CLIMAT ALPIN DANS UNE ESPÈCE VÉGÉTALE.

Les résultats précédents relatifs aux cultures comparées de la même plante à diverses altitudes, font voir que les feuilles d'une espèce donnée acquièrent dans le climat alpin une disposition des tissus qui doit réagir sur les fonctions physiologiques de la plante, et qui en particulier semblent favoriser les fonctions chlorophylliennes.

En effet, considérons, par exemple, les figures 22 et 23, page 244. Si la même somme de radiations est reçue normalement dans les deux cas par les deux feuilles que représentent ces figures, les rayons lumineux devront agir beaucoup plus dans un cas que dans l'autre. Dans la plante alpine, ils traversent :

1° une épaisseur plus considérable de tissus chlorophylliens ;

2° des cellules mieux disposées perpendiculairement au limbe de la feuille ;

3° des cellules qui contiennent chacune un plus grand nombre de grains de chlorophylle ;

4° des grains de chlorophylle qui ont chacun une teinte plus intense.

Il pourrait donc sembler évident, *a priori*, que l'assimilation et la chlorovaporisation doivent être notablement plus grandes, par unité de surface, dans la feuille modifiée par le climat alpin. Toutefois on ne saurait raisonner, sans faire d'expériences, sur la comparaison des fonctions physiologiques, et l'on ne peut pas toujours déduire de la structure anatomique au fonctionnement de l'organe. Dans le cas qui nous occupe, par exemple, on pourrait faire plusieurs objections à cette conclusion *a priori*.

La première assise de cellules en palissade ne sert-elle pas d'écran qui empêche les couches sous-jacentes de profiter des radiations reçues par la feuille? D'autre part, la nature de la chlorophylle n'est-elle pas modifiée par le climat? On connait des plantes qui ont un tissu en palissade plus développé que d'autres et qui cependant ont des fonctions chlorophylliennes beaucoup moindres (1).

On voit donc qu'en tous cas, des expériences directes étaient nécessaires ; j'y ai joint des expériences relatives aux fonctions des feuilles à l'obscurité : respiration et transpiration.

Pour ces comparaisons d'une fonction physiologique à mesurer dans les deux cas, il se présentait certaines difficultés. Il fallait opérer exactement dans les mêmes conditions avec deux échantillons vivants de la même plante, provenant originairement du même individu, mais cultivés à des altitudes très différentes ; c'est ce que j'ai pu faire grâce aux petits laboratoires que j'ai installés à Chamonix et à Cadéac, c'est-à-dire à proximité d'un certain nombre de cultures faites à des altitudes différentes.

Toutes les fois que je voulais faire une série d'expériences, à Chamonix par exemple, les plants entiers ou des branches feuillées de deux plants, provenant originairement de la même plante, étaient recueillis à la même heure, les uns, par moi, dans la station supérieure (2300 mètres d'altitude et les autres par un aide, à la station inférieure (1050 mètres d'altitude) ; on les entourait sur place de mousse humide et on les plaçait immédiatement dans une boîte de fer blanc. On avait ainsi au laboratoire des échantillons frais, pouvant servir aux expériences, et qui étaient tous restés pendant le même temps (environ deux heures) dans les mêmes conditions.

---

(1) Voy. G. Bonnier, *Recherches physiologiques sur les plantes vertes parasites* (Bull. scient. de la France et de la Belgique, t. XXV, p. 77, 1893).

Des expériences ont été conduites d'une façon analogue dans les Pyrénées, avec les mêmes plantes croissant pour la moitié à l'une des stations supérieures (2400 mètres ou 1850 mètres d'altitude) et pour l'autre moitié à la station inférieure (740 mètres d'altitude).

1. ASSIMILATION CHLOROPHYLLIENNE.

Les feuilles d'une espèce à étudier ayant été récoltées comme on vient de l'indiquer étaient mises immédiatement en expérience dans deux appareils semblables; à l'intérieur de chacun on introduisait, au moyen d'une petite pompe à mercure, sensiblement la même quantité d'acide carbonique (environ 5 p. 100); puis on exposait les deux appareils, à la fois, à la même lumière, en orientant les faces supérieures des feuilles de telle sorte qu'elles reçoivent les radiations, dans les deux cas, d'une manière aussi comparable que possible. Une prise de gaz initiale faite dans chaque appareil donnait la composition exacte de l'air mêlé d'acide carbonique; l'expérience n'était continuée avec ces échantillons que lorsque la composition initiale des gaz dans les deux appareils était sensiblement la même.

Des thermomètres placés dans les éprouvettes permettaient de constater que la température était toujours égale dans les deux appareils, et, comme d'autre part, l'atmosphère entourant les plantes était toujours saturée de vapeur d'eau dans les deux cas, on peut dire que la température et l'état hygrométrique étaient toujours égaux au même moment pour les deux plantes comparées.

Dans le cas ou l'on opérait au soleil, afin d'éviter une trop grande élévation de température dans les appareils, je les immergeais complètement dans un large baquet plein d'eau constamment renouvelée.

Dans d'autres cas, au lieu d'introduire l'acide carbonique initial, j'ai commencé par faire respirer les plantes pendant un certain temps à l'obscurité; les plantes étant mises ensuite à la lumière et les prises de gaz donnant à ce moment la composition de l'atmosphère pour chaque appareil, les feuilles décomposaient à la lumière l'acide carbonique qu'elles avaient produit dans l'obscurité, et on continuait l'expérience comme précédemment. Mais cette manière d'opérer ne pouvait être adoptée qu'avec des échantillons assez résistants pour ne subir aucune altération pendant ces expériences successives ; en effet, pour que l'expérience soit valable, j'étais obligé de constater, après l'exposition à la lumière, par un nouveau séjour de même durée à l'obscurité et à la même température, que les échantillons des deux appareils redonnaient exactement la même quantité d'acide carbonique que la première fois.

Après chaque expérience la surface des feuilles était mesurée dans les deux cas et l'assimilation était comparée par unité de surface. Dans les conditions naturelles, c'est en effet la surface des feuilles qu'il importe de considérer, car c'est elle qui reçoit plus ou moins normalement les radiations lumineuses, grâce à l'héliotropisme des feuilles. Je n'ai donc pas fait de comparaisons pour l'assimilation relatives au poids sec ou au poids frais.

Je n'ai pas cherché dans ces expériences à séparer l'assimilation chlorophyllienne de la respiration à la lumière, car, au point de vue des comparaisons relatives à la nutrition de la plante, c'est la résultante des deux fonctions à la lumière qui importe seulement. D'ailleurs, un certain nombre d'expériences, telles que celles de la série n° 9, permet de faire cette séparation des deux fonctions et le calcul montre que le résultat relatif à l'assimilation isolée est sensiblement le même que celui donné par la résultante.

J'ai opéré avec les espèces suivantes : *Ranunculus acris*, *Alchimilla vulgaris*, *Rubus idæus*, *Buplevrum falcatum*, *Calluna vulgaris*, *Leucanthemum vulgare*, *Achillea Millefolium*, *Veronica officinalis*, *Brunella vulgaris*, *Betonica officinalis*, *Teucrium Scorodonia*, *Fraxinus excelsior* et *Fagus silvatica*. Ces deux dernières espèces ne provenaient pas de culture.

Lorsque les échantillons pris dans les cultures alpines offraient la différenciation de structure des feuilles, constatée dans les études précédentes, les différences observées ont toujours été dans le même sens. Entre autres expériences je citerai les suivantes :

Série d'expériences n° 2. — Deux fragments de *Leucanthemum vulgare*, ont été recueillis en même temps, le 11 septembre. Le premier S, provenant de la culture du Plan des Dames, pesait 0gr,66 et a été mis dans 10 centimètres cubes de gaz ; le second I, provenant de la culture de Chamonix, pesait 0gr,51 et a été mis dans 10cc,2 de gaz.

La prise de gaz initiale donnait pour l'appareil contenant l'échantillon S de la culture supérieure, 5,2 pour 100 d'acide carbonique.

La prise de gaz initiale donnait pour l'appareil contenant l'échantillon I de la culture inférieure, 5,4 pour 100 d'acide carbonique.

Les deux appareils ont été mis ensemble, à 3h05 minutes, à la même lumière diffuse intense, à la température moyenne de 18°, et une nouvelle prise a été faite à 3h35 minutes. On a trouvé en ramenant les résultats à la même surface :

Échantillon supérieur S........ $\begin{cases} +\ O = 4{,}1 \\ -\ CO^2 = 4{,}0 \end{cases}$

Échantillon inférieur I......... $\begin{cases} +\ O = 2{,}7 \\ -\ CO^2 = 2{,}6 \end{cases}$ (1)

Série d'expériences n° 6. — Deux rameaux de *Calluna vulgaris*, ont été recueillis en même temps, le 13 septembre ; le premier S, provenant de la culture de Pierre-Pointue, pesait 0gr,31 et a été mis dans 10 centimètres cubes de gaz ; le second I, provenant de la culture de Chamonix, pesait 0gr,31 et a été mis dans 10cc,5 de gaz.

---

(1) 2, 7, par exemple, veut dire 2, 7 p. 100 en volume, la proportion du gaz étant ramenée au volume primitif ; le signe + indique un gaz dégagé, le signe — un gaz absorbé.

La prise de gaz initiale donnait pour l'appareil contenant l'échantillon S, de la culture supérieure, 4,5 p. 100 d'acide carbonique.

La prise de gaz initiale donnait pour l'appareil contenant l'échantillon I, de la culture inférieure, 4,6 p. 100 d'acide carbonique.

Les deux appareils ont été mis ensemble, à 4^{h}2 minutes, en plein soleil, la température moyenne à l'intérieur de chaque éprouvette étant de 32° ; une nouvelle prise a été faite à 4^{h}17 minutes. On a trouvé, en ramenant le résultat à la même surface :

Échantillon supérieur S........ $\left\{ \begin{array}{l} +\ O = 3,9 \\ -\ CO^2 = 3,7 \end{array} \right.$

Échantillon inférieur I......... $\left\{ \begin{array}{l} +\ O = 2,2 \\ -\ CO^2 = 2,2 \end{array} \right.$

Série d'expériences n° 9. — Deux rameaux de *Ranunculus acris*, portant chacun deux feuilles entièrement développées, ont été recueillis en même temps le 15 septembre ; le premier S provenant de la culture de l'Aiguille de la Tour, pesait 0^{gr},52, et a été mis dans 10^{cc},1 d'air ; le second I, provenant de la culture de Chamonix, pesait 0^{gr},54 et a été mis dans 10^{cc},3 d'air. Dans les deux cas, les deux feuilles de *Ranunculus* avaient été placées dos à dos, de façon que leurs faces supérieures soient situées en dehors.

Les deux appareils ont été mis en expérience, à l'obscurité, à la température constante de 15°, à 9^{h}45 minutes du matin, après qu'on eut fait une prise de gaz initiale dans chaque appareil ; une nouvelle prise a été faite à 4^{h}30 minutes. On avait alors pour le total des échanges gazeux dus à la respiration :

Échantillon supérieur S........ $\left\{ \begin{array}{l} +\ CO^2 = 18,0 \\ -\ O = 19,5 \end{array} \right.$

Échantillon inférieur I......... $\left\{ \begin{array}{l} +\ CO^2 = 19,2 \\ -\ O = 20,0 \end{array} \right.$

A 4^{h}35 minutes, les deux appareils ont été mis à une lumière diffuse faible, à une température moyenne de 15° ; on a fait une nouvelle prise de gaz à 6^h35 minutes. On a trouvé en ramenant les résultats à la même surface :

$$\text{Échantillon supérieur S........}\left\{\begin{array}{l} +\ \mathrm{O}\ = 6{,}0 \\ -\ \mathrm{CO}^2 = 5{,}9 \end{array}\right.$$

$$\text{Échantillon inférieur I.........}\left\{\begin{array}{l} +\ \mathrm{O}\ = 3{,}2 \\ -\ \mathrm{CO}^2 = 3{,}1 \end{array}\right.$$

On a ensuite fait passer de l'air dans les deux appareils, puis après avoir fermé, on a les remis tous les deux à l'obscurité, à $6^h,55$ minutes, à la température constante de 15°, et l'on a fait une nouvelle prise de gaz à 1^h40 minutes du matin. On avait alors pour le total des échanges gazeux dus à la respiration :

$$\text{Échantillon supérieur S........}\left\{\begin{array}{l} +\ \mathrm{CO}^2 = 17{,}8 \\ -\ \mathrm{O}\ = 19{,}2 \end{array}\right.$$

$$\text{Échantillon inférieur I........}\left\{\begin{array}{l} +\ \mathrm{CO}^2 = 19{,}0 \\ -\ \mathrm{O}\ = 19{,}7 \end{array}\right.$$

On voit par ces dernières analyses, que les échantillons n'avaient pas été altérés pendant la durée des expériences et que, par suite, les résultats obtenus pour l'assimilation chlorophyllienne doivent être considérés comme valables.

Série d'expériences n° 4. — Deux feuilles d'*Alchimilla vulgaris* ont été recueillies en même temps, le 6 septembre ; la première S, provenant de la culture de l'Aiguille de la Tour, pesait $0^{gr},52$, et a été mise dans 8 centimètres cubes de gaz ; la seconde I, provenant de la culture de Chamonix, pesait $0^{gr},70$, et a été mise dans $10^{cc},2$ de gaz.

La prise de gaz initiale donnait pour l'appareil contenant l'échantillon S, de la culture supérieure, 5,2 p. 100 d'acide carbonique.

La prise de gaz initiale donnait pour l'appareil contenant l'échantillon I, de la culture inférieure, 4,6 p. 100 d'acide carbonique.

Les deux appareils sont immergés complètement dans de l'eau renouvelée et exposés à la lumière diffuse, à 3^h22 minutes et à la température moyenne de 17°. Une prise de gaz est faite dans chaque appareil à 4^h22 minutes. On a trouvé en ramenant le résultat à la même surface :

Échantillon supérieur S........ $\left\{ \begin{array}{l} +\ O = 2{,}8 \\ -\,CO^2 = 2{,}8 \end{array} \right.$

Échantillon inférieur I......... $\left\{ \begin{array}{l} +\ O = 2{,}2 \\ -\,CO^2 = 2{,}3 \end{array} \right.$

Série d'expériences n° 18. — Cette série d'expériences a été faite par une méthode toute différente, en immergeant dans de l'eau saturée d'acide carbonique, la même surface foliaire prise sur deux échantillons récoltés en même temps, le 31 août, à des altitudes différentes.

Une foliole de *Rubus idæus*, prise sur un échantillon récolté à la culture de la chaîne de l'Arbizon, mesurait 12 centimètres carrés ; une autre foliole de *Rubus idæus*, provenant de la culture de Cadéac, à peine plus grande que la précédente a été coupée de manière à mesurer également 12 centimètres carrés. Les deux folioles ont été mises en même temps et avec les précautions usitées en pareil cas, dans deux éprouvettes remplies d'eau saturée d'acide carbonique. Les deux appareils ont été ensuite exposés, pendant 1 heure, au soleil, à la température moyenne de 25°, la face supérieure des folioles étant orientée de la même manière dans les deux cas.

Une expérience semblable a été disposée en même temps pour deux feuilles d'*Achillea Millefolium*, présentant la même surface (comme on a pu le vérifier après l'expérience) et mesurant toutes deux 6 centimètres de longueur sur $1^c,5$ de largeur. Les éprouvettes étant graduées et munies chacune d'un agitateur permettant de faire dégager les bulles de gaz adhérentes aux feuilles, on a pu mesurer la totalité des gaz dégagés dans chaque éprouvette à la fin de l'expérience.

Le *Rubus idœus* de la culture supérieure a fourni environ 1/4 en plus de gaz, en volume, que celui de Cadéac.

L'*Achillea Millefolium* de la culture supérieure, a donné environ 1/3 en plus de gaz, en volume, que celui de Cadéac.

Une prise de gaz faite au sommet de chacune des éprouvettes a montré pour chaque plante une composition sensiblement constante.

Pour le *Rubus*, ce gaz contenait environ 3/4 de son volume d'oxygène; pour l'*Achillea*, un peu plus des 4/5.

Série d'expériences n° 22. — Deux feuilles de *Fraxinus excelsior*, aussi comparables que possible, ont été recueillies en même temps le 6 septembre, la première au-dessus d'Aulon à 1550 mètres d'altitude, la seconde dans la vallée de la Neste à 460 mètres d'altitude. La première S pesait 1^{gr},85 et a été mise dans 20^{cc},5 de gaz; la seconde I pesait 1^{gr},70 et a été mise dans 20^{cc},2 de gaz. Les deux appareils étaient montés avec des éprouvettes plates.

La prise de gaz initiale donnait pour l'appareil contenant l'échantillon S, de la culture supérieure, 6,7 p. 100 d'acide carbonique.

La prise de gaz initiale donnait pour l'appareil contenant l'échantillon I, de la culture inférieure, 6,5 p. 100 d'acide carbonique.

Les deux appareils ont été mis au soleil à 8^{h}50^m du matin, à la température moyenne de 28°. Une prise de gaz a été faite à 9^{h}20^m. On a trouvé, en ramenant les chiffres à la même surface :

Échantillon supérieur S........ $\begin{cases} +\ O = 5,5 \\ -\ CO^2 = 5,3 \end{cases}$

Échantillon inférieur I......... $\begin{cases} +\ O = 3,5 \\ -\ CO^2 = 3,6 \end{cases}$

On voit, par les nombres que je viens de citer, que si l'on compare, à surface égale, les feuilles d'échantillons originaires du même pied et qui ont été cultivés pendant plusieurs années à des altitudes différentes, on obtient des résultats concordants, au point de vue de l'intensité de l'assimilation chlorophylienne.

Remarquons que ces différences sont mesurées après transport immédiat des échantillons à la même altitude et dans des conditions extérieures identiques. Si donc les comparaisons étaient faites par un temps également découvert, à des altitudes diverses, ces différences seraient encore augmentées puisque l'éclairement est plus fort à l'altitude supérieure. Mais ce n'est pas cette dernière question que j'ai voulu traiter, je voulais voir si les feuilles des plantes des cultures supérieures sont, par leur structure même, adaptées à une fonction assimilatrice plus intense. Or toutes les expériences précédentes donnent une réponse positive à cette question.

Il va sans dire que ces résultats ne s'appliquent qu'à des plantes qui ne sont pas trop voisines de leur dernière limite d'altitude, et dont la structure des feuilles correspond à la différenciation qui a été constatée dans la première partie de ce Mémoire.

Si maintenant on voulait comparer espèce par espèce, les différences de structure et les différences de l'intensité d'assimilation, on se trouverait fort embarrassé. En examinant les résultats précédents, on voit bien que les feuilles dont le tissu en palissade est beaucoup plus développé dans la station supérieure dégagent aussi beaucoup plus d'oxygène, mais la différence dépend encore de la plus ou moins grande quantité de chlorophylle contenue dans les cellules, et il faudrait tenir compte de ces deux modifications qui agissent dans le même sens pour savoir comment chacune d'elles contribue aux résultats physiologiques constatés.

Quoiqu'il en soit à cet égard, on peut énoncer la conclusion générale suivante :

A égalité de surface et dans les mêmes conditions extérieures, les feuilles des plantes cultivées dans la région alpine, *à l'altitude où elles présentent leur différenciation caractéristique, assimilent toujours plus que celles de l'échantillon de plaine.*

2. CHLOROVAPORISATION.

Pour étudier la transpiration à la lumière, j'ai toujours opéré avec des plantes entières qui avaient été cultivées en pots dans les diverses stations de culture. Les pots renfermant les plantes de la culture supérieure étaient descendus aux laboratoires de Chamonix ou de Cadéac, situés près des cultures inférieures, et les expériences comparées étaient entreprises immédiatement. J'ai employé le plus souvent la méthode des pesées directes qui est en somme le meilleur procédé pour mesurer la transpiration. Il faut tenir compte dans ces comparaisons du rapport entre le poids frais et le poids sec du végétal ; ce rapport doit être sensiblement le même dans les échantillons comparés pour que les conclusions soient valables.

J'ai vérifié d'ailleurs, un certain nombre de résultats par la méthode de Boussingault qui consiste à faire passer un courant d'air continu et desséché sur les plantes mises en expérience sous une cloche de verre. La vapeur d'eau émise par la transpiration est prise par le courant d'air sec et recueillie dans des tubes renfermant du chlorure de calcium dont la différence de poids, après et avant l'expérience, donne le poids d'eau transpiré.

Les expériences ont été faites avec la plupart des espèces citées précédemment. Parmi les résultats obtenus et toujours concordants, je citerai les suivants :

Série d'expériences n° 41. — Deux pieds de *Leucanthemum vulgare*, cultivés en pots sur le même sol, et provenant originairement du même pied de Paris, avaient été placés depuis cinq ans, le premier S au Plan des Dames à 1620 mètres d'altitude, le second I à Chamonix à 1020 mètres d'altitude.

Le pot S étant descendu à Chamonix, le 11 septembre, les deux pots ont été vernis et recouverts avec une plaque de verre mastiquée avec soin à la base des tiges, de façon à empêcher toute évaporation de l'eau contenue dans la terre. Les deux pots, étant pesés avec soin, ont été mis en même temps au soleil à 11ʰ20 minutes, et en ont été retirés à 12ʰ20 minutes. En ramenant à la même surface, on avait :

	Perte de poids :
Échantillon supérieur S............	4gr,51
Échantillon inférieur I.............	2gr,80

L'expérience étant terminée, on déterminait pour chaque échantillon le rapport du poids sec au poids frais ; ce rapport était, pour l'échantillon S, 0,35 et pour l'échantillon I, 0,31. On voit que les nombres ne sont pas assez différents pour influer d'une manière notable, et d'ailleurs la différence des rapports est dans un sens qui augmenterait encore la différence des quantités d'eau transpirées.

Série d'expériences nº 43. — Deux pots de *Ranunculus acris*, cultivés comme précédemment et aux mêmes altitudes, ont été mis en expérience de la même manière, le 13 septembre. Les deux pots ont été mis au soleil à 1 heure et retirés à 2ʰ45 minutes. En ramenant à la même surface, on avait :

	Perte de poids :
Échantillon supérieur S...........	8gr,90
Échantillon inférieur I.............	6gr,11

Le rapport du poids sec au poids frais était, pour l'échantillon S, 0,28 et pour l'échantillon I, 0,23.

Série d'expériences nº 47. — Deux plants de *Brunella vulgaris*, cultivés en pots sur le même sol et provenant originairement du même pied de Paris, avaient été placés depuis cinq ans, le premier S, à Pierre-Pointue à 2000 mètres d'altitude, le second I, à Chamonix à 1020 mètres d'altitude. Les expériences étant conduites comme précédemment, le 7 septembre, on a mis les deux pots à la même lumière diffuse intense. Les premières pesées ont été faites à 10h30 minutes, les secondes pesées à 2h30 minutes. En ramenant à la même surface, on avait :

	Perte de poids :
Échantillon supérieur S...........	3gr,25
Échantillon inférieur I............	2gr,10

Le rapport du poids sec au poids frais était, pour l'échantillon S, 0,37 et pour l'échantillon I, 0,31.

Série d'expériences n° 48. — Les mêmes plantes ont été étudiées par la méthode de Boussingault. Le courant d'air était provoqué par un aspirateur à eau. Ce courant d'air, desséché d'abord par l'acide sulfurique, passait ensuite sur de la potasse absorbant l'acide sulfurique entraîné. L'air ainsi desséché passait à travers deux cloches semblables. Sous la première était placé le pot S, sous la seconde le pot I. Les deux cloches étaient convenablement lutées ; dans chacune d'elles, le courant d'air repris par un tube qui plongeait presque jusqu'en bas de la cloche, passait à travers des tubes renfermant du chlorure de calcium. Le dernier de ces tubes de chaque côté était un tube témoin dont le poids ne devait pas varier pendant l'expérience. Afin d'éviter la vapeur d'eau pouvant venir de l'aspirateur, chacune des deux séries de tubes à chlorure de calcium se continuait par un tube à potasse et un tube à acide sulfurique.

L'expérience a été mise en train à la lumière diffuse, à 3h30 minutes et terminée à 6h30 minutes.

L'augmentation du poids des tubes à chlorure de calcium pendant la durée de l'expérience, ramenée à la même surface, était :

pour l'échantillon supérieur S......	2gr,75
pour l'échantillon inférieur I.......	1gr,75

Le rapport de la quantité d'eau transpirée par l'échantillon S, à la quantité d'eau transpirée dans les mêmes conditions par l'échantillon I, est donc égal à 1,57, d'après cette méthode.

La méthode précédente donnait pour les mêmes plantes, 1,54 pour la valeur de ce même rapport. On voit que le second procédé confirme les résultats du premier.

Les résultats que je viens de citer montrent que si l'on compare, à surface égale, les plantes originaires du même pied et qui ont été cultivées pendant plusieurs années à des altitudes différentes, on obtient des résultats concordants au point de vue de l'intensité de la chlorovaporisation. D'ailleurs, si l'on ramenait toutes les pesées au même poids, en les rapportant à 1 gramme de poids sec, par exemple, les différences seraient encore dans le même sens.

Nous pouvons remarquer que, comme pour l'assimilation chlorophyllienne, ces différences obtenues au même éclairement pour les deux plantes, seraient encore augmentées si les comparaisons étaient faites par un temps également découvert, à des altitudes différentes ; mais, en tout cas, on voit que les feuilles des plantes des cultures supérieures sont, par leur chlorophylle plus abondante et par leurs stomates plus nombreux surtout à la face supérieure, et malgré leur cuticule souvent plus épaisse, adaptées à une transpiration chlorophyllienne plus intense.

On peut énoncer la conclusion générale suivante :

A égalité de surface, et dans les mêmes conditions extérieures, les feuilles des plantes cultivées dans la région alpine, à l'altitude où elles présentent leur différenciation caractéristique, ont à la lumière une chlorovaporisation toujours plus grande que celles de l'échantillon de plaine.

3. RESPIRATION A L'OBSCURITÉ.

La respiration a été étudiée comparativement en opérant de la même manière que pour l'assimilation, mais en plaçant les deux appareils à l'obscurité et en les remplissant d'air ordinaire au début de l'expérience.

Les recherches ont été faites avec les mêmes espèces que celles citées plus haut.

La série d'expériences n° 9 citée page 332 donne déjà quelques résultats relatifs à la respiration pour le *Ranunculus acris*. Je citerai en outre les expériences suivantes :

Série d'expériences n° 3. — Deux fragments de *Leucanthemum vulgare*, recueillis dans les mêmes conditions que ceux de la série d'expériences n° 2, ont été mis à l'obscurité, à la température constante de 20°, à 9^h20 minutes du matin le 11 septembre. Les prises finales ont été faites à 2^h50 minutes. En rapportant les résultats à la même surface, on trouve :

$$\text{Échantillon supérieur S........} \left\{ \begin{array}{l} +\mathrm{CO}^2 = 17{,}0 \\ -\quad \mathrm{O} \quad = 18{,}4 \end{array} \right.$$

$$\text{Échantillon inférieur I........} \left\{ \begin{array}{l} +\mathrm{CO}^2 = 15{,}5 \\ -\quad \mathrm{O} \quad = 16{,}2 \end{array} \right.$$

On voit donc que la respiration est légèrement plus intense dans l'échantillon supérieur, si l'on rapporte les résultats à l'unité de surface, mais si on rapporte les mêmes résultats à l'unité de poids, on trouve pour l'acide carbonique dégagé par centimètre cube :

Échantillon supérieur S...............	$0^{cc},68$
Échantillon inférieur I...............	$0^{cc},70$

Rapportés à l'unité de poids, les résultats sont donc sensiblement égaux.

Série d'expériences n° 7. — Deux rameaux de *Calluna* *vulgaris*, recueillis dans les mêmes conditions que ceux de la série d'expériences n° 6, ont été mis ensemble à l'obscurité, à la température constante de 16°, à $10^{h}30$ minutes du matin, le 13 septembre. Les prises finales ont été faites à $3^{h}30$ minutes. En rapportant les résultats à une même surface, on a :

Échantillon supérieur S........ $\left\{\begin{array}{l} +\mathrm{CO}^2 = 12{,}5 \\ -\ \ \mathrm{O}\ \ = 13{,}2 \end{array}\right.$

Échantillon inférieur I......... $\left\{\begin{array}{l} +\mathrm{CO}^2 = 10{,}8 \\ -\ \ \mathrm{O}\ \ = 11{,}3 \end{array}\right.$

Mais si l'on rapporte les mêmes résultats à l'unité de poids, on trouve pour l'acide carbonique dégagé par centimètre cube :

Échantillon supérieur S...............	$0^{cc},47$
Échantillon inférieur I...............	$0^{cc},50$

Tous les autres résultats sont analogues aux précédents.

Il est évident, ainsi que l'a fait remarquer M. Borodine (1), que l'intensité de la respiration des plantes différentes ne doit pas être comparée à égalité de surface, ni a égalité de poids frais, ni même à égalité de poids sec ; c'est seulement le poids d'une certaine partie de la substance sèche, à savoir la substance sèche du protoplasma, qui joue un rôle dans le phénomène respiratoire. Aussi M. Palladine pour de semblables comparaisons est-il arrivé à de meilleurs résultats en rapportant l'intensité respiratoire à l'unité de poids des substances azotées que renferment les plantes étudiées (2).

Il m'a été impossible, dans les conditions où je me trouvais, d'analyser dans les deux cas la quantité de substances albuminoïdes que renferment les plantes, mais leur étude anatomique comparée, à l'état frais, permet de prévoir que le rapport du poids de ces substances par rapport au poids sec total, ne doit pas être très différent.

---

(1) Borodine, *Recherches physiologiques sur la respiration des tiges feuillées* (Société des naturalistes de Saint-Pétersbourg, t. VII, p. 48, 1876).

(2) Palladine, *Recherches sur la respiration des feuilles vertes et des feuilles étiolées* (Revue générale de botanique, t. V, p. 449, 1893).

En tous cas, la comparaison, par unité de surface pour des feuilles inégalement épaisses, n'a pas grande signification au point de vue de l'intensité respiratoire et la comparaison faite par unité de poids est certainement meilleure.

Cette dernière manière de comparer les résultats fait voir que l'intensité du phénomène respiratoire dans les mêmes conditions, pour des plantes chez lesquelles, comme on l'a vu, le rapport du poids sec au poids frais est à peu près égal, est sensiblement proportionnel au volume de la feuille considérée. On peut donc conclure d'une manière générale, que :

A égalité de poids, et dans les mêmes conditions extérieures, les feuilles des plantes cultivées dans la région alpine, respirent à l'obscurité d'une façon sensiblement la même que celles de l'échantillon de plaine.

4. TRANSPIRATION A L'OBSCURITÉ.

Pour étudier la transpiration à l'obscurité, j'ai opéré de la même manière que pour étudier la transpiration à la lumière. Parmi les résultats obtenus, je citerai les suivants :

Série d'expériences n° 42. — Les deux pieds de *Leucanthemum vulgare* qui ont servi à la série d'expériences n° 41, p. 337, avaient été placés en même temps à l'obscurité, le 10 septembre à 1^{h}30 du soir, à la température moyenne de 15°. Les pesées finales ont été faites le 11 septembre à 9 heures du matin.

En rapportant les résultats au même poids, on trouve que le rapport de la quantité d'eau transpirée par l'échantillon supérieur S, à la quantité d'eau transpirée par l'échantillon inférieur I, est égal à 0,84 ; en les rapportant à la même surface, on trouve encore un rapport plus petit que l'unité : 0,90.

Série d'expériences n° 49. — Les mêmes plants de *Brunella vulgaris*, qui ont servi aux séries d'expériences n° 47 et n° 48, ont été mis à l'obscurité, à 7 heures du soir le 7 septembre, à la température moyenne de 18°. Les pesées finales ont été faites le lendemain à 7 heures du matin.

En rapportant les résultats au même poids, on trouve que le rapport de la quantité d'eau transpirée par l'échantillon supérieur S, à la quantité d'eau transpirée par l'échantillon inférieur I, est égal à 0,78 ; en les rapportant à la même surface, on trouve encore un rapport plus petit que l'unité : 0,82.

Toutes les autres expériences similaires ont donné des résultats analogues. Pour le Hêtre et le Frêne, le rapport était sensiblement voisin de 1. On peut donc en déduire la conclusion générale suivante :

A égalité de poids ou à égalité de surface, et dans les mêmes conditions extérieures, les plantes cultivées dans la région alpine ont une transpiration à l'obscurité dont l'intensité par rapport à celle des plantes de plaine qui leur sont comparables, est plus petite ou au plus égale.

Ce résultat concorde avec le plus grand développement des tissus protecteurs chez les plantes des cultures supérieures ; quant au nombre plus grand des stomates chez ces mêmes plantes on sait qu'à l'obscurité, il n'ont pas d'influence sensible, puisque les ostioles sont alors généralement très rétrécies.

IV

ÉTUDE DE CHACUNE DES CAUSES, AGISSANT ISOLÉMENT, POUR L'ADAPTATION AU CLIMAT ALPIN.

Les études morphologiques et physiologiques qui précédent, mettent en évidence une adaptation spéciale des plantes au climat des montagnes. On peut se demander à quelles causes on doit attribuer les différences de formes et de structure observées, ainsi que les différences corrélatives que les expériences ont révélées dans les fonctions de la plante. Je vais exposer dans ce chapitre le résultat de mes recherches sur ce sujet.

On sait que les parties aériennes d'une plante alpine se développent pendant un temps très court aux dépens de réserves relativement abondantes. Mais l'ensemble de ces parties aériennes n'est pas une pure et simple réduction du même ensemble chez la plante de plaine. En considérant les planches 9, 10 et 12, par exemple, on voit que la plante des cultures supérieures n'a pas seulement ses tiges et ses feuilles plus petites, mais qu'elle a en outre, un nombre moindre d'entre-nœuds ou de rameaux.

Comparons donc, dans les deux cas, un seul entre-nœud moyen ou une seule feuille moyenne. L'organe considéré peut s'être développé à peu près pendant le même temps dans les deux stations, mais dans des conditions différentes.

Une partie donnée de l'échantillon alpin, par exemple, s'est différenciée :

1° A un éclairement plus intense;

2° Dans un air plus sec;

3° A une température plus basse.

Ces conditions résultent des observations météréologiques bien connues, que je n'ai pas à reproduire ici.

On pourrait objecter que l'ensemble de la végétation se faisant dans une période beaucoup plus courte à une grande altitude et pouvant recevoir une somme totale de radiations inférieure à celle de la plaine, la plante, et par conséquent chacune de ses feuilles, devraient être adaptées à un éclairement plus faible.

Mais je le répète, la plante de plaine ayant un bien plus grand nombre de feuilles à développer tour à tour, l'éclairement total qu'elle subit, n'agit que successivement pour la différenciation de chacune d'elles et c'est seulement pendant qu'une feuille se différencie que l'éclairement peut influer sur sa structure. Dès lors, une feuille de la plante alpine se trouve exposée pendant son développement à un éclairement plus intense que la feuille comparée de l'échantillon de plaine.

Il y a encore d'autres différences connues entre les conditions physiques du climat alpin et celles du climat des plaines de la région tempérée ; telles sont la diminution de la densité de l'air et l'humidité plus grande du sol. M. Müntz a montré que la première de ces influences n'avait pas d'importance au point de vue de l'assimilation et quant à la seconde elle a été éliminée autant que possible dans mes cultures, ainsi que l'influence de la nature chimique du sol.

Restent donc à examiner successivement les trois différences de conditions physiques énoncées plus haut, qui paraissent les plus importantes.

1. INFLUENCE DE L'ÉCLAIREMENT.

A la suite des observations faites par plusieurs auteurs, Stahl, Pick et Haberlandt, M. Léon Dufour a étudié expérimentalement l'influence de l'éclairement sur la structure des plantes (1). Il a trouvé que, toutes conditions égales d'ailleurs, les feuilles développées à un éclairement plus intense présentent les différences suivantes :

Le parenchyme en palissade offre un plus grand développement, soit par l'allongement plus grand des cellules palissadiques, soit par un plus grand nombre de ses assises.

La feuille est plus épaisse, d'un vert beaucoup plus foncé, ce qui est dû à une plus grande abondance de chlorophylle.

Lorsqu'il y a des canaux sécréteurs ils sont toujours d'un diamètre plus grand.

Les divers éléments de l'épiderme sont plus développés; les cellules sont plus hautes, plus isodiamétriques, leurs parois latérales et externes sont plus épaisses ; la cuticule en particulier l'est bien davantage.

Les stomates sont plus nombreux et quand il y a des stomates sur les deux faces, l'effet de l'éclairement se fait sentir avec plus d'intensité sur la face supérieure de la feuille.

D'autre part, M. Géneau de Lamarlière a étudié la même question au point de vue physiologique (2). Il conclut de ses recherches que :

Les feuilles développées à un plus fort éclairement décomposent, à égalité de surface et dans les mêmes conditions, plus d'acide carbonique; l'oxygène qu'elles émettent est aussi en plus grande quantité.

Les feuilles développées à un plus fort éclairement, exposées à la même lumière que les feuilles développées à l'ombre, émettent plus de vapeur d'eau par unité de surface.

Toutes les conclusions que je viens de citer montrent que l'éclairement plus fort, toutes les autres conditions restant les mêmes, provoque les différences les plus importantes que détermine le climat alpin. On peut donc dire que l'adaptation des feuilles des plantes alpines est due pour une large part, à l'éclairement plus intense des hautes altitudes.

---

(1) L. Dufour, *Influence de la lumière sur la forme et la structure des feuilles* (Annales des sciences naturelles, Bot., 7e série, 1887, p. 311).

(2) Géneau de Lamarlière, *Recherches physiologiques sur les feuilles développées à l'ombre et au soleil* (Revue générale de botanique, t. IV, p. 481 et 529).

Au sujet des différences observées par ces auteurs et malgré le grand nombre d'observations et d'expériences faites par M. Dufour et par M. de Lamarlière, il était nécessaire :

1° De vérifier ces résultats sur les plantes mêmes des cultures qui m'ont servi à établir l'influence du climat alpin;

2° De voir si en s'adressant à une espèce alpine et en opérant à une assez grande altitude, les différences dues à un inégal éclairement se maintiennent de la même manière que dans la plaine.

Pour voir quelles sont les différences de structure dues à un éclairement plus fort, j'ai opéré de deux manières.

J'ai d'abord installé à Cadéac, en opérant comme M. Dufour, un certain nombre de plantes de mes cultures, à l'ombre et au soleil. Les espèces ainsi mises en expériences sont les suivantes : *Lotus corniculatus*, *Leucanthemum vulgare*, *Buplevrum falcatum*, *Ranunculus acris*, *Brunella vulgaris*.

Les précautions nécessaires étaient prises pour que la terre soit également arrosée dans les cultures à l'ombre et dans les cultures au soleil, et l'ombre étant produite par une toiture placée à une certaine distance au-dessus des plantes et sans parois latérales; l'état hygrométrique de l'air était sensiblement le même dans les deux séries de cultures.

J'ai trouvé entre ces plantes, développées les unes à l'ombre et les autres au soleil, des différences analogues à celles observées par M. Dufour ; mais il est important de se rappeler que les feuilles des mêmes plantes développées dans les cultures plus élevées et dans des endroits découverts, étaient plus différenciées que celles développées à Cadéac, au soleil.

J'ai vérifié ces résultats par une seconde méthode. Dans le laboratoire que j'ai établi au Pavillon d'Électricité des Halles centrales, j'ai soumis plusieurs des espèces précédentes, *Leucanthemum vulgare*, *Ranunculus acris*, etc., à un éclairement d'intensité inégale (1). Toutes les autres conditions étant les mêmes, les différences se sont produites dans le même sens.

J'ai opéré de même avec quelques plantes alpines et à de hautes altitudes. C'est ainsi qu'au-dessus d'Aulon (Hautes-Pyrénées), à 1550 mètres d'altitude, j'ai pris des touffes entières de *Silene acaulis*, *Oxyria digyna*, *Saxifraga geranioides*, *Erinus alpinus*, et que je les ai portées à cette même altitude de 1550 mètres, sur des sols identiques et saturés d'eau. Un premier lot de ces plantes restait éclairé pendant toute la journée; le second lot était mis à l'abri de la lumière directe du soleil au moyen de petits écrans recouverts de toile goudronnée. Les feuilles nouvelles développées pendant la saison d'été se sont montrées dans le premier lot, par rapport à celles des mêmes plantes du second, plus épaisses, à tissu en palissade mieux marqué, à cuticule plus forte, à stomates plus nombreux. Mais d'une manière générale les différences que présentaient les plantes des deux lots étaient moins considérables à cette altitude qu'à celle de Cadéac ou dans la plaine.

En opérant de la même manière à Pierre-Pointue, avec deux des espèces cultivées citées plus haut, *Lotus corniculatus* et *Brunella vulgaris*, j'ai trouvé aussi entre les mêmes espèces à l'ombre et au soleil, maintenues à 2300 mètres d'altitude, une moindre différence de structure que celle offerte par les mêmes espèces aux basses altitudes.

Cette moindre différence à l'ombre et au soleil aux hautes altitudes s'explique facilement, car s'il est vrai, comme on vient de le démontrer, que l'éclairement est une des principales causes des modifications chez les plantes alpines, ce n'est pas le seul facteur qui agisse.

---

(1) Voyez G. Bonnier, *Influence de la lumière continue sur la forme et la structure des plantes* (Revue générale de botanique, t. VII, 1895).

2. INFLUENCE DE LA SÉCHERESSE DE L'AIR.

M. Lothelier a étudié expérimentalement l'influence de la sécheresse de l'air sur la structure des plantes (1).

L'auteur conclut de ses expériences que, toutes conditions égales d'ailleurs, les feuilles développées dans un air plus sec, présentent les différences suivantes :

Le parenchyme en palissade offre un plus grand développement, soit par l'allongement plus grand des cellules palissadiques, soit par un plus grand nombre de ses assises.

La feuille est plus épaisse et l'épiderme est à cuticule plus forte.

Les stomates sont plus nombreux.

Ce sont là encore des différences semblables à celles que nous ont révélé un certain nombre d'adaptations au climat alpin.

Quoique d'une manière moins marquée, la sécheresse plus grande de l'air vient augmenter de ses effets ceux provoqués par l'éclairement plus grand et comme les différences se produisent dans le même sens, elles s'ajoutent purement et simplement.

J'ai vérifié expérimentalement les résultats obtenus par M. Lothelier: 1° en opérant avec les espèces des cultures citées page 348; 2° en opérant avec des plantes alpines, *Oxyria digyna*, *Silene acaulis*, *Saxifraga geranioides*, *Erinus alpinus*. Ces derniers échantillons récoltés au-dessus d'Aulon, mis en pots avec toute la terre où se trouvaient les racines ont été transportés à Cadéac.

Tous les échantillons, soit ceux provenant de culture, soit ceux de plantes alpines spontanées, ont été divisés en deux lots.

Placés sous cloche les échantillons du premier lot ont été maintenus dans un air saturé d'humidité ; sous cloche également, les échantillons comparables du second lot étaient maintenus dans un air relativement sec au moyen de chlorure de calcium souvent renouvelé, de manière à obtenir un état hygrométrique moyen égal à 65.

---

(1) Lothelier, *Recherches sur les plantes à piquants* (Revue générale de botanique, t. V, p. 518, 1893).

Toutes les autres conditions étant maintenues aussi identiques que possible, j'ai constaté pour les nouvelles feuilles développées dans ces conditions, des différences analogues à celles signalées par M. Lothelier. Ces différences toutefois, étaient un peu moins marquées chez les plantes alpines.

De plus, j'ai fait voir par des expériences physiologiques conduites exactement de la même manière que celles relatives à l'influence de l'éclairement, qu'à égalité de surface, la feuille d'une même espèce qui s'est développée dans un air sec, assimile plus que la feuille de la même espèce qui s'est développée dans l'air saturé.

J'insiste sur ce résultat, car à ma connaissance aucune expérience n'a encore été faite sur ce sujet.

Ainsi donc, l'air plus sec agit dans le même sens que l'éclairement plus grand, mais il faut bien remarquer que l'effet produit par l'air plus sec est beaucoup moins intense ; en effet, dans les expériences précédentes on compare des plantes qui sont dans un air relativement sec à des plantes qui sont dans un air saturé, et les plantes de plaine ne sont pas dans l'air saturé, mais seulement dans un air plus humide (1).

3. INFLUENCE DE LA TEMPÉRATURE.

Les différences énoncées à propos des deux causes précédentes coïncident exactement avec l'adaptation des plantes au climat alpin, mais il en est d'autres pour lesquelles la coïncidence ne se produit pas. C'est ainsi qu'à un éclairement plus fort, toutes les autres conditions restant les mêmes, on observe des vaisseaux plus nombreux et plus larges et un plus grand développement de tous les éléments de soutien. Il en est de même sur ce dernier point pour les plantes cultivées dans un air plus sec.

---

(1) C'est ainsi, par exemple, que l'état hygrométrique moyen à Genève, a varié de 69 à 81 pendant la saison d'été. La tension moyenne de la vapeur d'eau a varié, à Genève, de $11^{mm},1$ à $12^{mm},4$, à Chamonix de $9^{mm},1$ à $10^{mm},6$, aux Grands Mulets de $4^{mm},2$ à $4^{mm},5$. (J. Vallot, *Annales de l'observatoire du Mont-Blanc*, t. I, p. 38).

Or, dans les études précédentes, nous avons constaté, au contraire, que l'influence du climat alpin se manifeste par la présence de vaisseaux moins nombreux et d'un plus petit calibre, ainsi que par une diminution des tissus de soutien.

Une autre cause doit donc nécessairement intervenir pour expliquer cette discordance. Elle doit intervenir aussi pour expliquer d'autres modifications dont il n'a pas encore été question, à savoir le plus grand développement de tous les tissus de protection, surtout dans les organes qui doivent passer l'hiver.

Cette cause, c'est évidemment la différence de température entre les hautes et les basses altitudes.

CONCLUSIONS.

Je vais résumer ici les résultats qui sont exposés avec détail dans ce Mémoire et dans les travaux que j'ai publiés antérieurement sur le même sujet.

On s'adresse à une espèce qui supporte naturellement les altitudes les plus différentes. On prend pour point de départ un pied de cette espèce croissant dans la plaine. On divise ce pied originaire en plusieurs individus semblables, cultivés sur le même sol et dans des endroits découverts, à différentes altitudes. On constate alors que le plant de plaine, transporté à une altitude supérieure, acquiert sous l'influence du climat alpin, un certain nombre de modifications caractéristiques, dont les unes augmentent indéfiniment avec l'altitude et dont les autres (tissus chlorophylliens de la feuille, couleur des fleurs) peuvent prendre une valeur optimum au-dessous de la dernière limite d'altitude que l'espèce peut supporter.

Ces modifications sont les suivantes, par rapport à l'individu originaire pris dans la plaine :

I. — MODIFICATIONS DE LA FORME ET DE LA STRUCTURE.

1° *L'ensemble des parties souterraines est relativement plus développé par rapport à l'ensemble des parties aériennes.*

2° *Les rhizomes et les racines présentent peu de modifications; toutefois le calibre des vaisseaux est généralement plus étroit et le liège plus précoce.*

3° *Les tiges aériennes sont plus courtes, plus velues, plus* *étalées, plus rapprochées du sol et à entre-nœuds moins nombreux et moins longs.*

4° *Les tiges ont, en général, le tissu cortical plus épais par rapport au diamètre du cylindre central; l'épiderme a la cuticule mieux marquée et ses cellules à parois plus épaisses; un certain nombre d'assises sous-épidermiques du tissu cortical renforcent souvent cet épiderme; les divers tissus du cylindre central sont ordinairement moins différenciés; quand le liège existe, il est plus précoce et relativement plus épais pour des rameaux de même âge; lorsqu'il y a des canaux sécréteurs, ils sont plus grands, relativement ou même en valeur absolue; enfin les stomates sont plus nombreux.*

5° *Les feuilles sont en général plus petites, sauf parfois dans la région subalpine, plus poilues, plus épaisses relativement à leur surface et souvent même plus épaisses en valeur absolue, d'un vert plus foncé par réflexion ou par transparence.*

6° *Le limbe des feuilles acquiert des tissus assimilateurs mieux disposés pour les fonctions chlorophylliennes; le tissu en palissade y est plus développé, soit parce que ses cellules sont plus longues et plus étroites, soit parce que le nombre des rangées palissadiques est plus considérable; de plus, les cellules renferment un plus grand nombre de grains de chlorophylle, et chaque grain de chlorophylle y a souvent une teinte plus verte; lorsqu'il y a des canaux sécréteurs, ils sont, relativement ou absolument, d'un diamètre plus grand; l'épiderme présente moins de différences que celui de la tige, il est cependant en général mieux marqué, surtout chez les feuilles persistantes qui montrent, en outre, des cellules corticales sous-épidermiques protectrices mieux développées; les cellules de l'épiderme sont ordinairement plus petites et souvent le nombre des stomates, par unité de surface, est plus grand, surtout sur la face supérieure du limbe (comme M. Wagner l'a fait remarquer le premier).*

7° *Le pétiole des feuilles fait voir des modifications qui sont* *généralement analogues à celles des tiges, mais beaucoup moins accentuées.*

8° *Les fleurs sont relativement beaucoup plus grandes, et quelquefois même plus grandes en valeur absolue; elles sont plus vivement colorées: lorsque la coloration est due à des chromoleucites, les choses se passent comme pour les grains de chlorophylle, le nombre des chromoleucites est plus grand pour une même cellule, et souvent même chaque chromoleucite est d'une teinte plus foncée; l'augmentation de la couleur a lieu aussi lorsqu'elle est due, ce qui est moins fréquent, à la coloration du suc cellulaire.*

Les expériences de cultures croisées faites pendant huit années sur les *Teucrium* mettent en évidence le résultat suivant :

Les modifications acquises par la plante lorsqu'on la transporte pendant un temps donné du climat de la plaine dans le climat alpin, ou réciproquement, disparaissent *au bout du même temps* lorsqu'on replace la plante dans son climat primitif.

II. — MODIFICATIONS DES FONCTIONS.

En soumettant aux mêmes conditions (et en opérant à la même altitude) des feuilles de l'échantillon alpin et des feuilles de l'échantillon de plaine du même pied originaire, on constate des différences dans leurs fonctions physiologiques qui sont corrélatives des changements de structure précédents. Ces différences sont les suivantes :

1° *Si on recueille une plante des cultures supérieures et qu'on la transporte immédiatement à la même altitude que la même plante d'une culture inférieure, on trouve que, pour une même surface et dans les mêmes conditions, l'assimilation chlorophyllienne et la chlorovaporisation sont plus intenses pour les feuilles de l'échantillon alpin.*

2° *Si l'on fait la même comparaison pour la respiration et la transpiration, à l'obscurité, on constate qu'à égalité de poids, ces fonctions ont une intensité à peu près égale, ou même moindre, dans l'échantillon alpin.*

III. — CAUSES DES MODIFICATIONS OBTENUES.

J'ai fait voir dans une autre partie de ce travail que les principales causes qui ont influé sur la structure des plantes mises en culture, sont, pour le climat alpin : 1° l'éclairement plus intense ; 2° l'air plus sec ; 3° la température plus basse.

Des expériences faites avec les mêmes plantes, et en ne faisant varier que l'une des deux premières de ces conditions, prouvent qu'elles agissent toutes deux dans le même sens pour provoquer dans le végétal tout entier une floraison plus hâtive et, dans la structure de chaque feuille, une différenciation plus grande. Chacune de ces causes, prise isolément, détermine, en effet, dans le limbe une épaisseur plus grande, un plus grand développement du tissu en palissade, plus de chlorophylle dans chaque cellule, un plus grand nombre de stomates par unité de surface, enfin une cuticule mieux marquée ou plus épaisse.

De plus, j'ai prouvé par des expériences, qu'à égalité de surface, les fonctions chlorophylliennes sont augmentées, toutes autres conditions égales d'ailleurs, soit par l'éclairement plus intense, soit par l'air plus sec.

Quant à la troisième cause, il faut lui attribuer surtout le plus grand développement de tous les tissus de protection, si bien marqué dans les tiges et dans les feuilles persistantes, auquel contribuent aussi les deux causes précédentes.

Enfin tout ce qui dépend de l'assimilation chlorophyllienne, coloration plus vive des fleurs, augmentation des canaux sécréteurs, etc., doit être rapporté aussi à l'éclairement plus grand.

On voit, en somme, que la plupart des conditions qui constituent le climat alpin influent dans le même sens et l'on se rend compte alors facilement comment chacune d'elles contribue à produire l'effet total constaté dans les cultures expérimentales.

En comparant diverses espèces d'un même genre par de simples observations, j'ai fait voir dans une autre partie de ce travail qu'on ne saurait en tirer des conclusions rigoureuses, et j'ai ainsi démontré la nécessité des cultures faites à diverses altitudes, en partant d'une même pied originaire.

Toutefois on pourrait se proposer de comparer d'une part, toutes les plantes exclusivement alpines, quels que soient le genre ou la famille auxquels ils appartiennent, d'autre part toutes les plantes exclusivement de plaine, et de retrouver dans cette comparaison les différences caractéristiques qui sont dues au climat alpin.

C'est en somme ce que s'est proposé de faire M. Wagner dans le Mémoire que j'ai cité plus haut, au sujet de la structure de la feuille. Cet auteur a constaté que dans la grande majorité des cas, les feuilles des plantes alpines, quelles qu'elles soient, montrent par rapport aux feuilles des plantes de plaine une plus grande adaptation de structure à l'activité chlorophyllienne. Quant aux exceptions qu'il a rencontrées, il les attribue soit à l'action débilitante d'un climat trop rigoureux, soit à la présence de caractères spécifiques qui ont concouru à établir dans le temps la nature de la plante, c'est-à-dire à des caractères héréditaires que le climat alpin n'a pas fait disparaître.

Cette manière de voir est entièrement confirmée par mes expériences. En effet, la première des raisons données par M. Wagner rentre dans les cas nombreux où les plantes observées étaient trop près de leur dernière limite d'altitude; la seconde de ces raisons est confirmée par ce fait que le climat alpin n'agit pas avec la même intensité sur chaque espèce de plante.

L'ensemble de toutes les recherches qui précèdent, permet donc, en somme, de donner une réponse satisfaisante à cette question : De quelle manière une plante de la région alpine qui doit se développer pendant la saison très courte où le sol n'est pas recouvert de neige, peut-elle accomplir une évolution complète et accumuler des réserves relativement considérables ?

C'est en différenciant le tissu de ses feuilles de façon à augmenter par unité de surface les fonctions chlorophylliennes. Il s'établit donc ainsi une sorte de compensation entre le faible développement des parties aériennes des plantes alpines et leur nutrition plus intense.

D'autre part, la plante se protège contre les rigueurs du climat des hautes altitudes, surtout pour ceux de ses organes qui persistent pendant l'hiver, par un développement plus grand de ses tissus protecteurs.

Enfin, si l'on examine quelles sont les causes qui provoquent ces adaptations, on constate, en isolant chacune d'elles, que les conditions physiques actuelles du climat suffisent pour les produire.

EXPLICATION DES PLANCHES.

PLANCHE V

Helianthemum vulgare. — *P*, échantillon cultivé en plaine; *M*, portion du même individu cultivé en montagne ; *M'*, le même en grandeur naturelle.

PLANCHE VI

Ononis Natrix. — *P*, rameaux de l'échantillon cultivé en plaine ; *M*, portion du même individu cultivé en montagne; *M'*, le même en grandeur naturelle.

PLANCHE VII

Bupleurum falcatum. — *P*, fragment de l'échantillon cultivé en plaine ; *M*, portion du même individu cultivé en montagne ; *M'*, le même en grandeur naturelle.

PLANCHE VIII

Scabiosa columbaria. — *P*, fragment de l'échantillon cultivé en plaine ; *M*, portion du même individu cultivé en montagne; *M'*, le même en grandeur naturelle.

PLANCHE IX

Achillea Millefolium. — *P*, échantillon cultivé en plaine ; *M*, portion du même individu cultivé en montagne; *M'*, le même en grandeur naturelle.

PLANCHE X

Solidago Virga-aurea. — *P*, sommité d'une tige fleurie de l'échantillon cultivé en plaine; *I*, portion du même individu cultivé à une station d'altitude intermédiaire ; *M*, autre portion du même individu cultivé à une station d'altitude supérieure ; *M'*, le même en grandeur naturelle.

PLANCHE XI

Taraxacum Dens-leonis. — *P*, échantillon cultivé en plaine ; *M*, portion du même individu cultivé en montagne ; *M'*, le même en grandeur naturelle.

PLANCHE XII

Leucanthemum vulgare. — *PL*, échantillon cultivé en plaine; *ML*, portion du même individu cultivé en montagne.

Brunella vulgaris. — *PB*, échantillon cultivé en plaine ; *MB*, portion du même individu cultivé en montagne.

PLANCHE XIII

Betonica officinalis. — *P*, échantillon de plaine; *M*, portion du même individu cultivé en montagne ; *M'*, le même en grandeur naturelle.

PLANCHE XIV

Chenopodium Bonus-Henricus. — *P*, échantillon cultivé en plaine ; *M*, portion du même individu cultivé en montagne ; *M'*, le même en grandeur naturelle.

PLANCHES XV et XVI

(La lettre *p* après un chiffre indique que la figure représente une portion de l'échantillon cultivé en plaine; la lettre *m*, après le même chiffre, indique que la figure représente l'autre portion du même individu cultivé en montagne).

1. Campanula rotundifolia. — 2. Leontodon proteiformis. — 3. Anthyllis Vulneraria. — 4. Ranunculus silvaticus. — 5. Calamintha Acinos. — 6. Lotus corniculatus. — 7. Calluna vulgaris. — 8. Knautia arvensis. — 9 Brunella vulgaris. — 10. Silene rupestris.

TABLE

DES

ANNALES DES SCIENCES NATURELLES

Septième série (1885-1894)

TABLE DES MATIÈRES

PARTIE BOTANIQUE

A

Abelia. I, 189 ; X, 386.
Abies. VII, 41 ; VIII, 343 ; XI, 284, 297 ; XIX, 185, 189, 215 ; XX. 310.
Abietineæ. X, 145.
Abiétinées. XI, 292 ; XIX, 188.
Abricot. XVIII, 309.
Abroma. VI, 213 ; VII, 176.
Abrophyllum. XII, 110.
Abutilées. VI, 158.
Abutilon. VI, 158 ; VII, 176, 306 ; VIII, 133 ; XVIII, 76.
Acacia. V, 136 ; VI, 48 ; VII, 2 ; VIII, 182 ; X, 1, 123, 350.
Acalypha. X, 343.
Acalyphinées. XIV, 130.
Acanthacées. I, 326, 355 ; II, 259, 287 ; VIII, 253 ; XV, 153 ; XVIII, 96.
Acanthées. I, 331.
Acanthella, XIII, 68, 79.
Acantholimon. IV, 8, 49, 69, 116 ; V, 158, 161.
Acanthus. I, 326 ; II, 287 ; XVIII, 96.
Acer. IV, 156 ; V, 353 ; VIII, 167 ; X, 2, 89, 222, 348 ; XI, 284 ; XIX, 28.
Acerinæ. X, 150.
Acetabularia. IX, 365 ; XVI, 331.
Achantosyris. XVII, 168.
Achillea. X, 387 ; XI, 50, 79 ; XVIII, 101 ; XX, 269, 330.
Achlyogeton. IV, 312.
Achras. I, 255 ; VIII, 234 ; X, 375.
Achyranthes. VIII, 423 ; XVIII, 54, 71.
Acide chlorhydrique pur (vapeurs). XVIII, 266.
Acide isomalique. XVI, 8.
Acide osmique. XVIII, 265.
Acide sulfurique. XVIII, 265.
Acides organiques chez les plantes grasses, XVI, 5, 14.
Aciotis. XIII, 73.
Acisanthera. XIII, 12, 72.
Acnida. VIII, 71.
Acœna. X, 355.
Aconitum. XIII, 310 ; XIV, 216.
Acorus. III, 278 ; IV, 139, 141, 142, 155, 162 ; VII, 61, 66 ; VIII, 291, 506.
Acrocarpi. XVII, 329.

Acrochaete. XVI, 266, 306, 309, 346, 347, 348.

Acrospermum. IX, 206.

Acrostichum. VIII, 373 ; XVIII, 116, 141, 159, 163, 205, 227, 232, 240.

Actinidia. I, 232 ; X, 336.

Actinococcus. XIX, 81.

Actinomeris. VII, 305.

Actinophrys. IV, 255, 263, 273, 322 ; VII, 110.

Actinopteris. XVIII, 205, 207, 238.

Actinostrobus. VIII, 346 ; XI, 303.

Action chlorophyllienne séparée de la respiration, par MM. *Bonnier* et *Mangin*. III, 5.

Actæa. XII, 188, 194, 226.

Adansonia. VI, 133, 135, 170 ; VII, 176.

Adansoniées. VI, 169.

Addition aux recherches sur la structure et les affinités des Mélastomacées, par M. *Van Tieghem*, XIII, 374.

Addition (Deuxième) aux Mélastomacées. XV, 369.

Adelobotrys. XIII, 68.

Adenanthera. VIII, 179.

Adenocalymma. I, 318, 324.

Adenopeltis. XIV, 95.

Adenophora. I, 222 ; VIII, 256.

Adenostyles. XI, 42.

Adismes. XIII, 76.

Adhatoda. I, 329.

Adianthum. VIII, 534 ; XI, 3 ; XVIII, 141, 207, 208, 237.

Adjonctions à la flore fossile d'Aix en Provence. VII, 1.

Adlumia. VIII, 55.

Adonis. V, 135 ; VII, 296, 299 ; VIII, 116.

Adoxa. I, 185, 188 ; VIII, 263.

Æcidium. IX, 236.

Ægialitis. IV, 8, 40, 103.

Ægiceras. I, 57.

Ægiphila. I, 335, 382.

Ægopodium. X, 369.

Æranthus. II, 66, 76.

Aération des tissus massifs, XIV, 296.

Aération du tubercule de Pomme de terre. XIV, 309.

Ærides. II, 76 ; IV, 220, 235 ; XVIII, 345.

Aerobryum. II, 82, 92 ; XV, 74 ; XX, 37.

Aerva. VIII, 70.

Æschinanthus. I, 311.

Æschynomene. XIII, 363.

Æsculus. III, 38 ; IV, 142, 144, 161, 165 ; VII, 305 ; VIII, 166, 189, 336 ; X, 240, 348 ; XI, 332 ; XIII, 355, 365 ; XVIII, 50.

Ætalium. IX, 168.

Æthionema. XI, 153, 157, 160, 162, 172, 177.

Affinités des Pittosporées, I, 35.

Affinités des Plombaginées, IV, 94.

Affinités des Mémécylées, XIII, 23, 374.

Affinités des Thyméléacées et des Pénéacées, XVII, 185.

Agathea, VII, 304.

Agapanthus. IV, 143 ; VIII, 321.

Agaricinées (Fayod). IX, 181.

Agaricus. II, 28, 36, 38 ; IX, 193, 203.

Agarista. I, 228.

Agarum. XV, 41 ; XIX, 88.

Agathis. XIX, 172.

Agauria. I, 229.

Agonandra. XVII, 254.

Agraphis. XIV, 213, 260.

Agrimonia. VIII, 197 ; X, 355.

Agrocybe. IX, 286, 358.

Agrostemma. VIII, 60.

Agrostis. XIII, 98, 116.

Ailanthus. I, 87, 88, 95 ; VI, 299 ; VIII, 165 ; X, 1, 5, 228, 348 ; XVIII, 80.

Ainsliæa. I, 12.

Aire des genres de Plombaginées. IV, 101.

Aire de la famille des Plombaginées. IV, 123.

Aix-en-Provence (Flore fossile), par M. *de Saporta*. X, 1.

Aizoacées. VIII, 68, 421.

Ajuga. XI, 344.

Akebia. II, 232, 296 ; XVIII, 76.

Alaria. XV, 43 ; XIX, 86.

Albizzia. VIII, 182 ; X, 350.

Albumen. XIV, 203.

Albumens isolés (germant). V, 274.

Alchemilla. III, 217, 250, 257 ; VI, 337 ; VIII, 198, 451 ; X, 355, 357 ; XX, 255, 330, 333.

Aldrovandia. III, 121 ; XI, 310 ; XIII, 289.

Aletris. VIII, 328.

Aleurites. XIV, 92, 135, 136, 142.

Aleurone. XVIII, 302.

Algues marines du Groenland, par M. *Rosenvinge*. XIX, 53.

Algues inférieures. VII, 105.

Alisma. III, 106, 108, 126, 129, 136, 150, 152 ; IV, 180, 187 ; VII, 60 ; VIII, 311, 511 ; XI, 320 ; XVII, 298.
Alismaceae. X, 146.
Alismacées. XI, 318.
Alismacites. VII, 67.
Alismées. VIII, 311, 511.
Allamanda. I, 279, 284 ; X, 378.
Alliaria. V, 141, 150; VIII, 575.
Allionia. VIII, 101, 102.
Allium. I, 176 ; V, 379 ; VII, 65, 287, 316, 342 ; VIII, 517; X, 104 ; XIV, 215, 238, 245, 254, 369.
Allomorphia. XIII, 67.
Allosurus. XVIII, 204.
Alnus. I, 173, 176 ; VIII, 105, 432 ; X, 2, 7, 232 ; XVII, 133.
Alocasia. VIII, 295.
Aloe. IV, 152, 167, 177 ; VII, 283, 288, 350.
Alopecurus. I, 114 ; XIII, 98, 99, 117.
Alpinia. VIII, 332.
Alsine. IV, 3 ; VIII, 60, 418.
Alsomitra. XIII, 363.
Alsophila. III, 314 ; VIII, 377 ; XVIII, 205, 207, 245.
Alstonia. I, 281 ; X, 214.
Alstrœmeria. I, 100; V, 379; VIII, 517 ; XIV, 213, 216, 238, 245, 260.
Althæa. I, 76 ; II, 302 ; VI, 135, 137, 145 ; VII, 176.
Althenia. VI, 15 ; XIII, 121, 255.
Altingia. I, 80.
Alyssia. X, 378.
Alyssum. VIII, 37, 40; XI, 143, 166.
Amandes. VI, 118.
Amandes amères. VI, 120.
Amandes douces. VI, 125.
Amanita. III, 76, 79, 85 ; IX, 191, 251, 256, 287, 315.
Amanitaceæ. IX, 394.
Amanitacés. IX, 314.
Amanitopsis. IX, 254, 290, 317.
Amaroria. I, 92.
Amarantacées. VIII, 69, 422.
Amarantées. XVII, 66, 98.
Amarantus. II, 246 ; V, 136 ; VIII, 70; XVIII, 70.
Amaryllis. VIII, 321.
Amaryllidées. VIII, 517.
Amblogyne. VIII, 70.
Amblystegium. XVII, 386.
Ambrina. II, 245.
Ambroisia. X, 226.
Ambrosia. I, 9.
Amelanchier. X, 354.
Amethystea. I, 346.
Amidon. V, 401.
Amidon (Développement). V, 230.
Amidon (Transformation de ces grains en grains de chlorophylle). V, 235.
Amidon des tubes criblés, X, 287.
Amidon (Origine). XIII, 5.
Amidon et grains de chlorophylle. V, 179.
Amidon transitoire. XVIII, 291.
Amidon de réserve. V, 216.
Amidon du péricarpe des Légumineuses. V, 228.
Amidon dans les Champignons. V, 287.
Amidon et leucites, par M. *Schimper*. VI, 77.
Amidon des Floridées. V, 223.
Amœba VII, 168.
Amomum. VIII, 331.
Amorpha. V, 136 ; VIII, 175, 186, 447 ; X, 351.
Ampalis. XVII, 108.
Ampélidées. V, 19.
Ampelopsis. V, 23 ; VIII, 202 ; X, 228, 238, 241, 263, 314, 359 ; XII, 181 ; XX, 238.
Amphiblemma. XIII, 58, 67, 80 ; XV, 375.
Amphilophium. X, 381.
Amphitrix. III, 339, 343.
Amphorina. XIV, 227.
Amphorocalyx. XV, 370.
Amsonia. VIII, 245 ; XI, 230, 257 ; XIV, 137.
Amygdaleæ. X, 151.
Amygdaline. VI, 120.
Amygdalus. VI, 332, 334 ; VIII, 194 ; X, 2, 112 ; XII, 184, 189, 199, 216, 262 ; XV, 113.
Amylites. V, 207, 232 ; XVIII, 272, 273.
Amyris. X, 347.
Amyxa. XVII, 247, 267.
Anabœna. VII, 177, 179, 224.
Anacardiaceae. X, 150, 348.
Anacardiacées. VI, 294 ; VIII, 165.
Anacardium. XIX, 8, 10, 13, 16, 33, 34, 47.
Anacyclus. I, 11 ; VII, 305 ; XI, 49, 79.
Anaectomeria. X, 84.

Anagallis. I, 351; VII, 287, 230; XV, 167.
Anagyris. VI, 343; VII, 278.
Anamirta. II, 231, 296.
Ananassa. VIII, 328.
Anandria. I, 212.
Anastatica. XI, 153.
Anatomie des vrilles. V, 11.
Anatomie comparée des Malvacées, Bombacées, Tiliacées et Sterculiacées, par M. *Dumont*. VI, 129.
Anatomie comparée (Recherches sur l') de la tige des Dicotylédones, par M. *Hérail*. II, 202.
Anatomie de la feuille (des Gamopétales). I, 183.
Anatomiques (Recherches) sur la formation de la tige des Fougères, par M. *Leclerc du Sablon*. XI, 1.
Anchusa. V, 135; VIII, 239.
Ancistrolobus. I, 47, 53, 65, 69, 95.
Ancistrocladus. X, 342, 344.
Ancylistes. IV, 232, 282, 314; VII, 111.
Ancylistées. IV, 306, 331.
Andraea. XVII, 392.
Androcée des Plombaginées. IV, 76.
Andromeda. I, 228; X, 72.
Andromédées. I, 235.
Androsœmum. VII, 282.
Andryala. I, 213, 215; XI, 35.
Aneimia. VIII, 375; XVIII, 206.
Anemone. V, 139, 150; VIII, 117, 575, 576; X, 100.
Anenthera. VII, 106.
Anerincleistus. XIII, 68, 80.
Anesthésiques. III, 14.
Aneura. II, 146, 160.
Angelica. XVIII, 84.
Angiopteris. VIII, 387; XI, 11; XV, 207, 241; XVIII, 114, 115, 126, 134, 137, 142, 163, 165, 192, 193, 219, 220, 231, 241, 243.
Angiospermes (Extrémité de la tige). XI, 309.
Angroecum. I, 153, 162, 165, 167; II, 70, 77; IV, 203, 215, 235; XVIII, 345.
Anguloa. IV, 221; XVIII, 345.
Anigozanthus. VIII, 327.
Animaux. XIV, 217, 248.
Anisinckia. VII, 296.
Anisoptera. I, 65, 69, 74.
Anisocanthus. II, 289.
Anisonema. IV, 283.
Anixandra. XIII, 81.
Annularia. IX, 265, 366.
Anoda. VI, 152; VII, 176; VIII, 133.
Anœctangium. XV, 49; XVII, 329.
Anœtocalyse. XIII, 63.
Anogeissus. XVII, 276.
Anomodon. XVII, 365.
Anonacées. VIII, 119.
Anona. VIII, 120.
Anopterus. XII, 110.
Anplectrum. XIII, 65.
Antennaria. I, 212; XI, 53.
Anthémidées. XI, 56.
Anthemis. XI, 17, 83.
Anthères (Recherches sur la déhiscence des anthères). I, 97.
Anthericum. VII, 165.
Anthites. X, 134.
Anthoceros. VII, 179.
Anthospermées. I, 195.
Anthoxanthum, XX, 308.
Anthracophyllum. IX, 392.
Anthrophyum. XVIII, 179.
Anthurium. I, 141, 155, 156, 159, 163, 164, 166, 173; VIII, 292.
Anthyllis. XI, 333; XX, 247.
Antiaris. X, 330; XVII, 112.
Antigramme. XVIII, 238.
Antirrhinum. I, 98, 110, 307; V, 135; VII, 290, 361.
Antithamnion. XIX, 64.
Antrophyum. XVIII, 204, 205, 207, 240, 245.
Apargia. XI, 37.
Apeiba. VI, 191.
Apétales. VIII, 79.
Apétales (Bois secondaire). XVI, 1.
Apétales inférovariées. VIII, 105; XVIII, 72.
Apétales supérovariées, XVIII, 67.
Aphanizomenon. VII, 241.
Aphanochæte. XVI, 266, 278, 279, 306.
Aphelandra. I, 326, 329, 331.
Apiocystis. VII, 158, 164.
Apium. XIV, 368.
Apjohnia. XVI, 343.
Apocyneae. X, 148.
Apocynées. I, 278, 354.
Apocynées. VIII, 245, 472; X, 378; XI, 230, 257; (Laticifères) XIV, 1; XIV, 98, (Résumé) 110.
Apocynophyllum. X, 61.

Apocynum. VIII, 247, 472 ; X, 378 ; XIV, 108, 137.
Aponogeton. VIII, 288.
Appareil conducteur (Lumière, ombre). V, 395.
Appareil conducteur (Saxifragacées). XII, 158.
Appareils pour l'étude de l'aération des tissus massifs. XIV, 305.
Appareil mucifère des Laminariacées, par M. *Guignard*, XV, 1.
Appareil laticifère des Euphorbiacées, Urticacées, Apocynées, Asclépiadées, par M. *Chauveaud*, XIV, 1.
Appareil sécréteur (Lumière et ombre). V, 399.
Appareil tégumentaire des Saxifragacées. XII, 156.
Appareil sécréteur (Saxifragacées). XII, 157.
Appareil de soutien (Lumière et ombre). V, 395.
Appareils sécréteurs du liber. X, 224.
Appendicularia. XIII, 72.
Application a la classification des Chicoracées. XI, 35.
Aquatiques (Feuilles des plantes). III, 94.
Aquilaria. XVII, 84, 213, 220, 235, 240, 266.
Aquilariées. XVII, 84, 174, 213, 273.
Aquilariella. XVII, 217, 236, 267, 268.
Aquilegia. I, 105 ; VIII, 117.
Arabis. VIII, 39 ; XI, 136, 162.
Arachide. XVIII, 278, 279.
Arachis. VIII, 183.
Aralia. I, 28 ; II, 211 ; X, 75, 225, 369 ; XVIII, 84.
Araliaceae. X, 149.
Araliacées. X, 369.
Araliacées. XVIII, 84.
Araliées. I, 22 ; VIII, 219, 463.
Araucaria. VIII, 348 ; XI, 285 ; XIX. 172, 190, 201, 203, 329.
Araucariées. XIX, 322, 343.
Arbutées. I, 234.
Arbutus. VIII, 226 ; X, 374.
Arc rhizogène. VIII, 14.
Archytaea. I, 45.
Arctostaphylos. I, 227, 234.
Ardisia. I, 57, 246 ; VIII, 231, 306.
Arenaria. XX, 232.
Aria. VI, 336.
Aristochia. II, 235, 248, 263, 303 ; VIII, 111 ; X, 200, 216, 239, 255, 257, 263, 288, 332 ; XIII, 312, 365, 368 ; XV, 100, 102, 177, 185.
Aristolochiacées. VIII, 111, 432.
Aristolochiées. II, 248 ; X, 332 ; XVIII, 73.
Aristotelia. VI, 195.
Armeniaca. VI, 335 ; XII, 216.
Armeria. IV, 5, 8, 45, 69, 72, 103, 108 ; V, 158 ; X, 103, 105.
Armillaria. IX, 193, 202, 224, 229, 232, 347.
Armoracia. III, 265 ; VIII, 414.
Arnoseris. XI, 17, 26, 37.
Aroidées. VI, 290 ; VIII, 289 ; X, 104.
Aronia. XII, 179, 188, 194, 195, 210, 267.
Arrudea. I, 40.
Artanthe. XVIII, 43.
Artemisia. II, 264 ; V, 136 ; X, 387 ; XI, 46 ; XVIII, 101 ; XX, 152, 157.
Arthrocnemum. VIII, 71.
Arthrocormus. XX, 21.
Arthrophyllum. I, 27.
Arthrospira. XV, 277 ; XVI, 92, 246.
Arthrosolen. XVII, 200, 203, 227, 229.
Arthrostemma. XIII, 58, 59, 72.
Arthrothamnus. XV, 42.
Artichaut. X, 97 ; XI, 96.
Artocarpées. VIII, 83.
Artocarpus. VIII, 84 ; XVII, 109.
Aruba. I, 92.
Arum. VII, 288, 304, 357, 365 ; XII, 394 ; XIV, 141 ; XII, 188, 189.
Arundinaria. VI, 21, 24.
Arundo. VII, 62, 74.
Asarum. VIII, 113, 432 ; X, 333.
Ascaris. XIV, 193, 219, 224, 233, 239, 248, 260, 266.
Asclépiadées. I, 288, 354 ; II, 254 ; VIII, 247 ; X, 379 ; XI, 228, 255 ; XI, 342 ; XVIII, 92 ; (Laticifères) XIV, 1 ; XIV, 98, (Résumé) 110.
Asclepias. I, 288, 289 ; VIII, 247 ; X, 228, 280 ; XI, 255, 257, 280 ; XIV, 99, 129, 143 ; XVII, 222 ; XVIII, 92.
Asclerum. XVII, 245, 261, 267.
Ascophyllum. XIX, 85.
Ascyrum. I, 53 ; X, 344.
Asimina. VIII, 119.

Asparagine. XV, 206, 215, 225.
Asparagus. I, 146, 174, 175 ; VI, 18 ; VII, 300 ; XI, 321 ; XII, 189, 193, 194, 206, 392 ; XV, 119.
Aspect des feuilles (A l'ombre et à la lumière). V, 351.
Aspergillus. II, 37.
Asperula. I, 195 ; III, 234, 264 ; VI, 69 ; VIII, 262, 482 ; XI, 345.
Asphodeline. I, 174, 175.
Asphodelus. I, 146, 176 ; VII, 65, 284, 297, 340 ; VIII, 318.
Aspidium. VIII, 373, 534 ; XVIII, 159, 185, 199, 204.
Aspidistra. IV, 142, 186.
Asplenium. VIII, 533 ; XI, 3 ; XIII, 116, 126 ; XIV, 268 ; XVIII, 116, 122, 126, 127, 141, 147, 159, 188, 200, 207, 235, 238, 243.
Asprella. VI, 41.
Assimilation des capitules. XI, 89.
Astélique. III, 276.
Aster. VII, 303 ; XI, 44.
Asterales. I, 206.
Asteriscus. I, 214 ; XI, 52, 83.
Astilbe. VI, 331 ; VIII, 204 ; XII, 7, 50, 165.
Astrantia. XX, 264.
Astrocentres. XIV, 273.
Astrodontium. XV, 73.
Astronia. XIII, 24, 56, 61, 62, 80 ; XV, 375, 378.
Astronium. XIX, 16, 24, 44.
Astomum. XX, 8.
Astylospora. IX, 376.
Asystasia. I, 326.
Athamanta. X, 369.
Athrotaxis. XIX, 175, 190, 319.
Athyrium. XVIII, 238 ; XX, 317.
Atmosphère interne de la Pomme de terre, XIV. 309.
Atragene. X, 255.
Atrichum. XVII, 350.
Atriplex. II, 245 ; V, 136 ; VI, 342 ; VIII, 71, 423 ; XVIII, 71.
Atropa. II, 270 ; VII, 299 ; X, 376 ; XI, 197, 201, 211, 252 ; XII, 367 ; 188, 191, 194, 367 ; XVII, 222.
Aubrietia. V, 362 ; XI, 153, 163, 172.
Aucuba. II, 355 ; VI, 343 ; XII, 184, 199, 330.
Audouinia. XII, 148.
Aulacomnium. XVII, 347.
Aulosira. VII, 177, 256.
Auricula. III, 280, 283, 287, 293, 304, 313 ; VIII, 228, 466.
Avicennia. I, 335.
Avena. VII, 66 ; XIII, 98, 101 ; XX, 151, 172, 192.
Avoine. III, 56 ; XVIII, 290, 313.
Axinandra. XIII, 25.
Axinea. XIII, 68.
Axyris. VIII, 71.
Ayenia. VI, 217.
Azalea. I, 128, 227, 238.
Azara. X, 343.
Azima. VI, 66, 67.
Azolla. III, 314 ; VI, 48, 128 ; VII, 179 ; VIII, 115, 393, 542.

B

Bacillus Amylobacter. XVIII, 18.
Baccharis. X, 387.
Baccharites. X, 52.
Bagassa, XVII, 113.
Balanites. I, 93.
Balantium. XVIII, 135, 140, 205, 236.
Balsamina. IV, 142.
Balsaminées. VIII, 157, 445.
Balsamifluées, XVII, 156.
Baldingera. XI, 316.
Balsamodendron. XIX, 5.
Bangia. XIX, 84.
Bangiaceae. XIX, 82.
Banksia. VIII, 103 ; X, 331, 332 ; XVII, 15, 33.
Barbarea. VII, 305 ; VIII, 40 ; XI, 165, 167.
Barbetia. IV, 270 ; VII, 111.
Barbeyastrum. XV, 370.
Barbula. XV, 56 ; XVII, 336.
Bardane. X, 98 ; XVIII, 280.
Bardanus. XI, 96.
Barkhausia. I, 215 ; XI, 36.
Barleria. I, 327 ; XVIII, 221.
Barnadesia. I, 12 ; X, 387.
Baronia. XIX, 49.
Barthea. XIII, 68, 80, 86.
Bartramia. XV, 62 ; XVII, 348.
Bartramiaceae. XV, 61.
Bartramidula. XV, 61.
Basella. VIII, 72 ; XVIII, 71.

Basellées. VIII, 72, 423; XVIII, 71.
Bassia. I, 255.
Batatas. VIII, 242.
Batidées. XVII, 75.
Batis. XVII, 75.
Batrachospermum. XVI, 302.
Bauera. XII, 153.
Bauhinia. II, 210, 211, 232, 251, 252, 253, 263, 295; X, 352.
Beaumontia. I, 279, 281; X, 379.
Beccarianthus. XV, 375, 378.
Befaria. I, 229.
Begonia. II, 211, 217, 235; IV, 186; VIII, 76, 565; X, 333; XI, 329; XVIII, 53.
Begoniacées. VIII, 76, 424; X, 333; XI, 329; XVIII, 73.
Behuria. XIII, 68, 79.
Beleperone. I, 328.
Bellidiastrum. XI, 45.
Bellis. V, 333; XI, 45.
Bellucia. XIII, 25, 62, 81.
Benincasa. VIII, 259.
Benevidezia. XV, 372.
Berardia. XII, 149.
Berberideae. X, 150.
Berbéridées. VIII, 124; X, 334; XI, 330, XVIII, 75.
Berberis. VI, 305; VIII, 125; X, 87, 255; XI, 330; XII, 188, 194, 231; XVIII, 42.
Bernardina. I, 249; VIII, 191.
Berrya. VI, 180.
Berteroa. VIII, 38; XI, 143.
Bertolonia. XIII, 58, 66, 79.
Beta. V, 135; VIII, 71.
Betterave. XIV, 365.
Betonica, XX, 301, 330.
Betula. IV, 156; VI, 9; VIII, 106, 432; X, 2, 10, 332; XVII, 135; XX, 306.
Bétulaceae. X, 147.
Betulacées. XVII, 133.
Bidens. I, 173, 176; V, 136; VIII, 268; X, 108; XI, 51, 77, 80.
Bifrenaria. XVIII, 344.
Bignonia. I, 270, 318, 319, 324; II, 208, 210, 256; IV, 139, 147, 150, 155, 167; V, 24; X, 381.
Bignoniacées. I, 317, 355; II, 255; V, 24; VIII, 252; X, 148, 381; XVIII, 94.
Billardiera. I, 33, 34.
Biota. XI, 285, 286.
Biscutella. VIII, 35, 39, 40; XI, 169.
Bisglazovia. XV, 378.
Bixa. I, 79.
Bixacées. I, 79; VIII, 148; X, 343.
Blakea. XIII, 25, 59, 60, 81.
Blasia. VII, 179.
Blastophysa. XVI, 267, 327, 332, 342, 347.
Blastus. XIII, 67.
Blé. III, 53; XVIII, 23, 24, 284, 311.
Blechnum. IV, 139; VIII, 374; XIII, 117, 120; XVIII, 204, 229.
Blepharocarya. XIX, 39.
Blitum. VIII, 71.
Blysmus. VIII, 498.
Blyttia. VII, 8.
Bocconia. X, 290.
Boehmeria. VIII, 427; XVII, 113.
Boerhavia. IV, 3; XVII, 78.
Boerlagea. XV, 372.
Bois (Cryptogames vasculaires). XVIII, 141.
Bois secondaire. VI, 234.
Bois secondaire des Apétales. XVII, 1.
Bois parenchymateux et criblé. XVII, 221.
Bolbitius. IX, 357.
Bolbocoleon. XVI, 308, 325, 346, 347; XIX, 142.
Bolbophyllum. XVIII, 345.
Boletus. III, 79; IX, 388.
Boltonia. I, 215; V, 324, 341, 374, 397.
Bombacées. VI, 129, 168, 228, 231, 233, 235; VIII, 133; (Classification) VI, 238; X, 335.
Bombax. I, 75; VI, 133, 135, 170; VII, 176; VIII, 133.
Bonaveria. VIII, 178.
Bonnetia. I, 43.
Bonplandia. V, 135; VIII, 240.
Bonplandiana. I, 204.
Borraginées. I, 294, 355; VIII, 238, 468; XI, 341; XVIII, 91.
Borrago. I, 99, 109; II, 25; V, 135; VIII, 238; XVIII, 91.
Boronia. VI, 271.
Borzia. XVI, 95.
Boschia. VI, 178.
Bosia. II, 245; XVII, 69.
Boswellia. XIX, 48.
Botryceras. XIX, 10.
Botrychium. II, 15; VIII, 389; XVIII, 116, 120, 131, 135, 138, 163, 169.
Bouea. XIX, 42, 47.

BOUGAINVILLEA. II, 247 ; VIII, 102 ; XVII, 76 ; XVIII, 43.
BOURGEONS COLLATÉRAUX. XV, 96, 123.
BOURGEONS DORMANTS. XIII, 344, 355, 362.
BOURGEONS DOUBLES. V, 144. 150.
BOURGEONS ENDOGÈNES. VIII, 574.
BOURGEONS MULTIPLES. XV, 95.
BOURGEONS MULTIPLES, par M. *Russel.* XV, 95.
BOURGEON TERMINAL. XI, 246.
BOURGEONS SUPERPOSÉS. XV, 96, 149.
BOURGEONS EN ZIGZAG. XV, 130.
BOURGEONS dans les racines des Phanérogames, par M. *Van Tieghem.* V, 130.
BOUSSINGAULTIA. VIII, 73 ; XVIII, 71.
BOUVARDIA. I, 197 ; X, 384.
BRABEJUM. XVII, 40.
BRACHYCHITON. VI, 202.
BRACHYMENIUM. XV, 64 ; XVII, 340.
BRACHYOTUM. XIII, 72.
BRACHYPODIUM. VII, 66.
BRACHYSIPHON. XVII, 277, 280, 283, 289.
BRACHYTHECIUM. XV, 89 ; XVII, 373 ; XX, 47.
BRACHYTRICHIA. III, 339 ; IV, 371.
BRACTÉES DE L'INVOLUCRE des Composées, XI, 17.
BRAINEA. XVIII, 240.
BRASSICA. I, 149 ; VII, 305 ; VIII, 36, 38, 40, 412 ; VIII, 40 ; XI, 167, 171, 175 ; XIV, 360 ; XX, 121, 157.
BRAUNIA. XV, 71.
BREDEMEYERA. I, 319.
BREDIA. XIII, 67.
BREUTELIA. XV, 63 ; XX, 7, 30.
BREXIA. X, 361 ; XII, 110.
BREXIÉES. XII, 104.
BRITTENIA. XV, 374.
BROMÉLIACÉES. VIII, 328.
BROMUS. VIII, 496 ; XIII, 98.
BROSIMUM. XVII, 110.
BROUSSAISIA. XII, 91.
BROUSSONETIA. XIV, 11 ; XVI, 113, 127, 143 ; XVII, 122 ; XVIII, 68.
BROWALLIA. VIII, 236 ; XVIII, 93.
BROWNLOVIA. VI, 182.
BROWNLOVIÉÉS. VI, 232, 235.
BRUCEA. I, 87, 88, 89, 95 ; VI, 297, 317 ; X, 348.
BRUNELLA. XX, 289, 330, 330, 338, 348, 349.
BRUNELLIA. I, 93.
BRUNFELSIA. X, 376.
BRUNIA. XII, 148.
BRUNIÉES. XII, 148.
BRUNNICHIA. II, 296.
BRUYÈRE. II, 355.
BRYACEAE. XV, 64.
BRYOLOGIQUE (Florule) de Mayotte, par M. *E. Bescherelle.* II, 82.
BRYOLOGIQUE (Flore du Japon). XVII, 327.
BRYONIA. II, 268, 297 ; V, 14, 15 ; VII, 288 ; XI, 251 ; XII, 321 ; XVIII, 100.
BRYONOPSIS. XII, 194, 197, 317.
BRYOPHYLLUM. VIII, 67 ; XVI, 7.
BRYOXIPHIUM. XVII, 330.
BRYUM. II, 82, 90, 91 ; VII, 12 ; XV, 66 ; XVII, 342 ; XX, 6, 8, 10, 27.
BUCHANANIA. XIX, 33, 47.
BUCKLANDIA. I, 87.
BUCQUETIA. XIII, 74.
BUDDLEIA. I, 291, 293 ; VIII, 244 ; X, 377.
BUETTNERIA. VI, 136, 212, 217.
BULBINE. V, 147 ; VII, 297 ; VIII, 319.
BULBOCOLEON. XVI, 266, 268.
BULLIARDIA. X, 347.
BUMELIA. I, 255 ; X, 67.
BUNIAS. VII, 305 ; XI, 165.
BUPHTHALMUM. I, 212 ; XI, 51, 81.
BUPLEURUM. I, 24 ; VIII, 218 ; XVIII, 84 ; XX, 261, 330, 348.
BURCHELLIA. I, 196, 199 ; X, 383.
BURSARIA. I, 33, 34 ; XIX, 8, 16, 23, 33, 48.
BURSULLA. IV, 245, 274.
BUTOME. IX, 157.
BUTOMÉES. VI, 305 ; VIII, 312, 512 ; XVII, 295.
BUTOMUS. XVII, 319.
BUTTNERIA. I, 75, 78 ; X, 336.
BUXACÉES. II, 217.
BUXÉES. VIII, 147.
BUXUS. II, 217 ; V, 383 ; VIII, 147 ; X, 228, 343.

C

CACALIA. VII, 278, 318, 342, 359.
CACCINIA. I, 294.
CACCINIA. XVIII, 91.
CACTÉES. VIII, 74, 424 ; XVI, 15, 19.

Caesalpinites. X, 121.
Caféine. XV, 207.
Cal. X, 258.
Caladium. VIII, 294, 315 ; XIV, 141.
Calamintha. XV, 167 ; XX, 300.
Calamus. X, 221.
Calandrinia. VIII, 63.
Calanthe. IV, 221.
Calantica. I. 59.
Calathinus. IX, 339.
Calceolaria. I, 305.
Calendula. I, 149 ; II, 235 ; XI, 54 ; XVIII, 102.
Calepina. XI, 165.
Calice des Plombaginées. IV, 75.
Calices. X, 105.
Calla. VIII, 505.
Callianthemum. XIX, 19.
Callicarpa. I, 335.
Callicoma. XII, 75, 77, 82.
Calligonum. IV, 97 ; XVII, 96.
Calliopsis. VII, 305.
Callistemon. X, 368 ; XI, 231, 233, 260.
Callistemophyllum. X, 109.
Callistephus. VIII, 487.
Callitriche. III, 209, 246 ; III, 104, 137, 243, 252, 253, 255 ; XIII, 283.
Callitrichées. VIII, 440.
Callitris. X, 154 ; XIX, 172, 175, 182.
Callose. XVIII, 138.
Calluna. VIII, 224 ; X, 374 ; XX, 283, 330, 331, 341.
Callymenia. XIX, 79.
Calopappus. I, 11.
Calophyllum. I, 39, 40 ; I, 41 ; I,46 VIII, 139 ; X, 337.
Calophysa. XIII, 63.
Calorimètre Berthelot. XVIII, 4.
Calosanthus. VIII, 252.
Calothrix. III, 324, 333, 338, 339, 345 ; XIX, 162.
Calotte. III, 256 ; VIII, 11.
Calpurnia. X, 115.
Caltha. VIII, 8 ; XX, 227.
Calvoa. XIII, 67, 80 ; XV, 375.
Calycanthées. VIII, 122.
Calycanthus. I, 110 ; II, 205, 236, 239 ; V, 377 ; VIII, 122 ; XV, 157.
Calycogonium. XIII, 63.
Calycopteris. XVII, 276.
Calymperes. II, 82, 89 ; XX, 5, 13, 24.
Calypogeia. II, 159.
Calyptothecium. XX, 38.
Calyptre. VIII, 11.
Calyptrella. XIII, 68.
Calyptrostegia. XVII, 202, 262.
Calysericos. XVII, 205.
Calystegia. XV, 159.
Camarophyllus. IX, 305.
Cambessedesia. XIII, 74.
Camelina. VIII, 39, 40 ; XI, 136.
Camellia. I, 333 ; X, 100, 337.
Campanales. I, 221.
Campanula. I, 222, 223 ; II, 289 ; III, 249 ; IV, 145 ; V, 136 ; VIII, 256 ; XI, 197 ; XIII, 363 ; XVIII, 97 ; XX, 281.
Campanulacées. I, 221, 353 ; VIII, 256, 478 ; X, 382 ; XI, 345 ; XVIII, 97.
Camphorosma. II, 246.
Campnosperma. XIX, 24, 44.
Campylopodium. XX, 15.
Campylopus. XX, 6, 10, 16.
Canarium. VI, 2 ; XIX, 10, 23, 48.
Canarina. XIII, 368.
Canaux sécréteurs (Second mémoire sur les), par M. *Van Tieghem*. I, p. 5.
Canaux sécréteurs (M^{lle} Leblois), VI, 247.
Canaux sécréteurs (Rôle), VI, 306.
Canella. X, 343.
Canna. V, 353, 362 ; VI, 293, 322 ; VIII, 332, 5 9, 573 ; XVIII, 43.
Cannabinées. VIII, 85.
Cannabis. VIII, 85, 271, 426 ; XIV, 137 ; XX, 121, 129, 142, 144, 157.
Cannées. VI, 292 ; VIII, 332, 519, 573.
Cansjera. XVII, 186, 236, 249, 257, 261.
Cantharellées. IX, 302.
Cantharellus. III, 89, 90 ; IX, 199, 217, 239, 253, 262, 282, 394.
Capparidées. VIII, 45, 415 ; X, 346.
Capparis. VI, 67 ; VIII, 51, 52, 53 ; X, 346.
Caprifoliacées. I, 185, 352 ; VIII, 263 ; XI, 345 ; X, 385.
Capsella. VIII, 41 ; X, 127 ; XI, 140, 156, 175 ; XX, 214.
Capsicum. VII, 323 ; VIII, 236 ; XVIII, 88 ; XII, 189, 212.
Capsosira. V, 79.
Caractères des principales familles de Gamopétales tirés de l'anatomie de la feuille, par M. *Vesque*. I, 183.

Caractères de la famille des Plombaginées. IV, 88.
Caractères des tribus et des genres de Plombaginées. IV, 89.
Caragana. X, 353.
Caraipa. I, 44, 95; X, 339.
Carapa. X, 347.
Cardamine. III, 265; VIII, 414; XI, 137.
Cardiospermum. XV, 127.
Carduncellus. VIII, 268; XI, 65, 76, 79.
Carduées. XI, 69.
Carduus. I, 19; VI, 275, 276; X, 98, 101; XI, 77, 78; XX, 277.
Carex. VII, 66, 67, 74; VIII, 498; X, 157; XX, 307.
Carica. VIII, 149; XIV, 6.
Carionia. XIII, 59, 66, 374.
Carissa. I, 280; X, 378.
Carissées. I, 279.
Carum. VIII, 216.
Carlina. I, 11, 19; XI, 68, 76.
Carotte. XIV, 351.
Carpentaria. XII, 102.
Carpesium. XI, 55, 96.
Carpinus. X, 332; XI, 328; XV, 152; XVII, 140.
Carpites. X, 138.
Carpodiptera. VI, 182.
Carthamus. I, 150; VII, 305; XI, 66, 76; XX, 121, 131, 152, 157, 160, 161, 189.
Carya. X, 229, 233, 332; XVII, 161; XIX, 31.
Caryophyllées. VIII, 59, 416; X, 347; XI, 332.
Caryophyllus. IV, 3.
Casaeria. I, 59.
Cassia. I, 126; II, 25, 209, 210, 253; V, 136; VII, 305; VIII, 180; X, 121.
Cassytha. VIII, 581.
Castanea. VIII, 107; X, 222, 229, 263, 332; XVII, 146.
Castanoides. XVII, 143.
Castanopsis. XVII, 144.
Castela. I, 93.
Castenavia. VII, 111.
Castratella. XIII, 74.
Casuarina. II, 208; VIII, 91; XVII, 51.
Casuarinées. VIII, 91; XVII, 51.
Catalpa. I, 318; VIII, 252; X, 162, 233, 241, 290, 381.
Catananche. I, 211, 213; XI, 24, 36.
Catenaria. IV, 307, 316, 331.
Catesbaées. I, 194.
Catocoryne. XIII, 59, 63, 374; XV, 372
Cattleya. IV, 220, 221, 235; XVIII, 344.
Caulotretus. II, 208, 209, 253.
Causes de la turgescence des plantes grasses. XVI, 60.
Caylusea. VIII, 57.
Ceanothus. XII, 163.
Cecropia. VIII, 81, 82; XVII, 104.
Cedrela. X, 1, 347.
Cedrelaceæ. X, 150.
Cedrelospermum. X, 92.
Cedrus. VI, 322; XIX, 241.
Celastracées. VIII, 200; X, 359; X, 335; XVIII, 81.
Celastrineae. X, 150.
Celastrus. X, 102, 359; XV, 173.
Cellules a mucilage des graines de Crucifères. XI, 125.
Cellules annexes. VIII, 15.
Cellules compagnes. X. 208, 227, 231.
Cellules des Nostocacées. III, 326.
Cellules grillagées. X, 194.
Cellules épidermiques. V, 376.
Cellules des Oscillariées. XV, 273.
Cellules mères du pollen. XIV, 170.
Cellules polaires. XIV, 222.
Cellules résineuses isolées des Tubuliflores. I, 19.
Cellules scléreuses du liber. X, 217.
Cellule triplissée. VIII, 19.
Celosia. V, 135; VIII, 70; XVII, 99.
Celosiés. XVII, 66.
Celtidées. VIII, 87.
Celtis. VII, 176; VIII, 87; X, 329; XVII, 120; XVIII. 68.
Cenchrus. VIII, 496.
Centaurea. VII, 303; X. 93; XI, 17, 65
Centaurée. XI, 84.
Centaurées. XI, 69.
Centradenia. II, 223, 224, 277; VIII, 214; XIII, 58, 74, 79, 363.
Centranthus. VI, 73; VIII, 262; X, 386.
Centres d'attraction. XIV, 164.
Centrolipideæ. VII, 85; X, 146.
Centroma. XIII, 68.

Cephælis. I, 195 ; X, 385.
Cephalanthera. IV, 225.
Cephalanthus. I, 194; VIII, 261 ; X, 382.
Cephalaria. I, 208; VIII, 266 ; X, 386.
Cephalophora. I, 213, 214.
Cephalotaxus. XI, 306 ; XIX, 187, 202.
Cephalotées. XII, 153.
Cephalotus. XII, 153.
Ceramium. XIX, 64.
Cermaiaceæ. XIX, 64.
Cerastium. VIII, 60, 416.
Cerasus. V, 377 ; VI, 333 ; VIII, 193 ; XII, 188, 190, 256.
Ceratodon. XVII, 335.
Ceratopetalum. XII, 75, 82.
Ceratophyllum. III, 121 ; IV, 18; IX, 75 ; XIII, 289.
Ceratopteris. III, 314 ; VIII, 540 ; XVIII, 115, 121, 185, 226.
Ceratostigma. IV, 22, 65.
Ceratozamia. XIV, 239.
Cerbera. I, 280, 282 ; X, 378, 379.
Cercidium. VII, 118, 143.
Cercis. VI, 344 ; VII, 2; VIII, 176 ; X, 2, 122, 350, 351 ; XIII, 351, 353.
Cereus. VIII, 74, XII, 176.
Cerinthe. I, 294.
Ceropegia. I, 289 ; II, 254 ; IV, 136.
Ceropteris. XVIII, 240.
Cestrinées. XI, 216, 241.
Cestrum. IV, 155 ; X, 376.
Ceterach. XIII, 116; XVIII, 126, 188.
Chærophyllum. I, 25 ; XVIII, 363.
Chætobolus. XIX, 137.
Chætolepis, XIII, 73.
Chætomorpha. XVI, 292, 319, 328 ; XIX, 128.
Chætonema. IV, 241 ; XVI, 269, 302, 397, 311, 348.
Chætopeltis. XVI, 267, 269, 297, 347.
Chæotophora. XVI, 268, 302, 346.
Chætophoraceæ. XIX, 140.
Chætophorées (Affinités avec les Mycoïdées et les Ulvées). XVI, 300; XVI, 265 ; XVI, 352.
Chætopteris. XIX, 124.
Chætosiphon. XVI, 267, 338, 343, 347.
Chætostoma. XIII, 74.
Chalepoa. I, 34, 95.
Chaleur. XVI, 32.
Chaleur végétale. XVIII, 1.
Chamæcyparis. VII, 40.
Chamædorea. I, 155, 163 ; VIII, 307.
Chamæpeuce. XI, 68, 96.
Chamærops. I, 146.
Chamæsiphon. III, 323.
Chamæsiphonaceæ. XIX, 163.
Chamæstellera. XVII, 199.
Champereia. XVII, 255, 257.
Champignons (Amidon). V, 287.
Champignons. XVI, 390.
Champignons parasites (Notes sur quelques) nouveaux ou peu connus, par M. *Fayod*), II, 28.
Chantransia. XIX, 81.
Chanvre. XVIII, 281.
Chaptalia. I, 12.
Chara. IV, 289, 297.
Characeæ. X, 144.
Characium. VII, 118, 166.
Charianthus. XIII, 63.
Chavia. XVII, 61.
Chavica. XVIII, 43.
Cheilanthes. VII, 2; X, 154 ; XVIII, 188.
Cheiranthera. I, 33, 34.
Cheiranthes. VII, 290, 305.
Cheiranthus. VIII, 36, 40, 42 ; XI, 171.
Chierolœna. IV, 205.
Chelidonium. VII, 306; VIII, 56 ; XIV, 6, 140 ; XX, 229.
Chêne. II, 355.
Chenopodiaceæ. X, 147.
Chenopodiacées. II, 245 ; VIII, 70, 423 ; XVII, 65, 70, 98, 100, 173 ; XVIII, 70.
Chenopodites. X, 26.
Chenopodium. II, 246; VIII, 70, 423 ; XV, 228 ; XX, 303.
Chicocca. I, 196, 198.
Chicoccées. I, 196.
Chicoracées. XI, 24.
Chicoracées (Tableau de classification). XI, 40.
Chimiques (Recherches) sur la maturation des graines, par M. *Müntz*. III, 45.
Chimonanthus. II, 239, 240, 241 ; VIII, 122 ; X, 334.
Chirita. I, 313.
Chironia. XVII, 231.
Chitonia. IX, 286, 324.
Chlamydanthus. XVII, 198, 262.
Chlamydococcus. VII, 138, 156.

Chlamydomonas. VII, 118, 125, 143, 156, 166.
Chlamydospores. IX, 273.
Chlorangium. VII, 141
Chloranthées. VIII, 92.
Chloranthacées. XVII, 62.
Chloranthus. II, 302; VIII, 92.
Chloroamylites. V, 244.
Chloramylites dans le péricarpe des Légumineuses. V. 249.
Chloramylites (Leur destruction). V, 255. — (Leur formation). V, 260.
Chloroamylites. VII, 271.
Chlorochytrium. VII, 166; XVI, 275; XIX, 161.
Chlorogonium. VII, 114, 143.
Chloroleucite. VII, 270.
Clorophyllienne (Fonction). II, 99.
Chlorophylle. V, 402.
Chlorophylle (Origine). XIII, 5.
Chlorophyllienne (Action). III, 5.
Chlorophyton. XIV, 238, 243.
Chloroplastides. VII, 270.
Chondrilla. XI, 30, 38, 39, 71.
Chondria. XVI, 328.
Chorda. XVI, 309; XIX, 94.
Chordaria. XIX, 94, 95.
Choripetalum. I, 57.
Chorisia. VI, 171.
Chorispora. VIII, 40.
Chorysanthe. IV, 97.
Christiania. VI, 182.
Chromoleucites. VII, 263, 270.
Chromosomes. XIV, 253.
Chroococcus. III, 324.
Chroolepus. VII, 157.
Chrysanthemum. I, 212, 215 : V, 136; VII, 280; XI, 18.
Chrysodium. XII, 2, 18; X, 154.
Chrysophyllum. I, 255, 260; X, 375.
Chrysosplenium. III, 213, 243, 246, 254, 255; VIII, 453; XII, 7, 50, 81, 159.
Chymococca. XVII, 220, 228, 230, 264.
Chysis. IV. 221.
Chytridinées. IV, 276, 325.
Chytridinées (Classification). IV, 306.
Chytridium. IV. 241, 272, 274, 285, 291, 293, 300, 327; VII, 111.
Cibotium. XVIII, 138, 206, 219, 233.
Cicer. II, 223, 306; III, 258; VIII, 12, 185; VIII, 184; X, 352; XV, 242.
Cichorium. I, 14, 18, 213; V, 136; VI, 276; XI, 17, 24, 37, 78; VIII, 268.
Cinchona. I, 200, 204, 196; IV, 270; X, 215, 283.
Cinchonées. I, 195, 196.
Cineraria. I, 7, 212, 219; VI, 276,
Cinnamodendron. X, 343.
Cinnamomum. VIII, 126; X, 31, 334.
Circæa. III, 202, 250, 252; V, 335, 370, 381, 384, 397, 402; VIII, 208, 384; X, 365.
Cirsium. I, 8, 212.
Circulation du *Saccharomyces apiculatus* dans la nature, par M. *Hansen*. XI, 185.
Cirsium. I, 18, 19, 212, 213; VI, 275, 276; XI, 78; XVIII, 102; XX, 227.
Cissampelos. II, 229, 231, 296.
Cissus. II, 211, 253; V, 22; X, 228, 230, 240, 263, 359; XI, 335.
Cistées. VIII, 147.
Cistus. I, 312; VIII, 148.
Citharexylon. X, 382.
Citriobatus. I, 30, 32, 34.
Citrullus. VII, 350, 475.
Citrus. VI, 252, 261, 267, 269 322; VIII, 162; X, 222, 347; XVIII, 355.
Cladocarpi. XV, 71.
Cladochytrium. IV, 305, 309, 313; VII, 111.
Cladophora. IV, 298; XVI, 319, 324, 328; XIX, 125.
Cladophoraceæ. XIX, 125.
Classification des Cynarocéphales. XI, 69.
Classification des Mélastomacées. XIII, 85; XV, 379.
Classification des Monocotylédones aquatiques. XIII, 104, 108.
Classification des Cymodocea. XIII, 245.
Claudopus. IX, 265, 276, 382.
Clavaria. III, 89, 90.
Clavija. I, 245, 246, 250.
Clé des Vaginariées. XV, 291.
Clematis. II, 296, 299, 304; V, 26, 377; VIII, 117; X, 82, 239.
Cleome. V, 136; VIII, 48, 415.
Clerodendron. I, 335; VI, 342.
Clethra. I, 227, 232; VIII, 226.
Cleyera. I, 233.
Clianthus. VIII, 181.

Clidemia. X, 367 ; XIII, 63.
Climacium. XVII, 370.
Climacorhizes. VIII, 130.
Clitocybe. III, 89 ; IX, 189, 195, 202, 229, 247, 273, 344.
Clitocybés. IX, 344.
Clitocibeæ, IX, 305.
Clitopilus. IX, 235, 241, 265, 382, 389.
Clivia. IV, 144, 159 ; VII, 298 ; XII, 208.
Closterium. IV, 298.
Clusia. I, 39, 40, 41, 155, 159 ; VI, 289 ; VIII, 140.
Clusiacées (Canaux sécréteurs). I, 37.
Clusiacées. VI, 287 ; VIII, 139 ; X, 337.
Clypeus. IX, 267, 362.
Cneorum. I, 93 ; XII, 199.
Cnicus. XI, 65, 78.
Cobæa. VI, 45 ; VIII, 241.
Coccineæ. IX, 308.
Coccoloba. II, 296 ; IV, 97 ; XVII, 92.
Coccos. I, 163.
Coccomonas. VII, 141, 143.
Cocculus. II, 208, 210, 211, 226, 227, 229, 231, 296, 302, 303.
Cochlearia. VIII, 39, 40, 45 ; XI, 163 ; XIV, 367 ; XVII, 222.
Cochlidium. XVIII, 208
Cochlospermum. I, 79.
Cœlastrum. VII, 165.
Cœlocladia. XIX, 100.
Cœlogyne. IV, 220, 235 ; XVIII, 344.
Cœlosia. VIII, 70.
Cœlostegia. VI, 177.
Coffea. I, 196, 197, 199 ; X, 383, 384.
Coiffe. III, 256 ; VIII, 11.
Coilodesme. XIX, 98.
Cola. I, 77 ; VI, 203 ; X, 336.
Colea. I, 318.
Coleochæte. XVI, 291, 302, 306, 347.
Coleonema. VI, 271.
Collema. IX, 21.
Collenchyme. VI, 343.
Colletia. XII, 164.
Collinsia. I, 304 ; VIII, 249.
Collomia. VIII, 241.
Colloïdes. XV, 203.
Collybia. III, 89 ; IX, 202, 213, 232, 247, 356, 274, 275, 341.
Colocasia. XVIII, 376.
Colpodella. IV, 245 ; VII, 108.
Colpodium. XIV, 231.
Columnea. I, 311 ; VIII, 476 ; X, 380.
Coluria. X, 355.
Colutea. X, 353.
Colza. XVIII, 280.
Comarum. X, 355, 357.
Combrétacées. VIII, 211 ; X, 366.
Comesperma. II, 232.
Comeurya. XIX, 47.
Commelina. VIII, 313, 513, 572.
Commelinacées. VIII, 313, 513.
Comm élinées. VIII, 572 ; XI, 320.
Commélynées. V, 27.
Commersonia VI, 216.
Commiphora. XIX, 8, 48.
Comocladia. XIX, 10, 43.
Comolia. XIII, 72.
Comparaison de structure de la gaine et du limbe. X, 106.
Composées. I, 210, 353 ; VI, 274 ; VIII, 266, 487.
Composées (Bractées de l'involucre). XI, 17.
Composées. XI, 71, 345 ; XVIII, 501.
Composées (canaux sécréteurs des). I, 6.
Compositeæ. X, 148.
Conferva. XVI, 279.
Confervoïdées. XVI, 343.
Conicæe. IX, 309.
Conidies des Nostocacées. III, 336.
Conifères. VIII, 343, 525 ; XI, 291 ; XIX, 353.
Conium. VIII, 218.
Conjonctif central. XVIII, 65.
Conjonctif externe. XVIII, 65.
Connarées. VIII, 191.
Conocarpus. XVII, 35.
Conocéphalées VIII, 81 ; XVII, 104.
Conoclinium. I, 214, 217, 220 ; XVII, 200.
Conocybe. IX, 357.
Conospermum. XVII, 13.
Conostegia. XIII, 63.
Conringia. XI, 157, 158, 175, 177.
Consistance des feuilles (à l'ombre et à la lumière) V, 351.
Constitution des noyaux. XIV, 253.
Contenu cellulaire (Lumière et ombre). V, 401.
Contenu des cellules compagnes. X, 292.
Contenu des tubes criblés. X, 270.

Contributions à la connaissance des Chætophorées épiphytes et endophytes, par M. *Huber*. XVI, 265.
Contribution à l'étude du liber des Angiospermes, par M. *Lecomte*. X, 193.
Contribution à l'étude de l'anatomie du fruit des Conifères. XIX, 164.
Convallaria. VII, 65 ; VIII, 517 ; X, 264 ; XII, 188, 189, 388; XIV, 239, 243; XVIII, 334.
Convolvulacées. VIII, 241 ; XI, 217, 242, 258, 470, 575, 578, 258 ; XV, 159.
Convolvulus. V, 138 ; VII, 304 ; VIII, 575, 578 ; XI, 217, 241, 242, 258, 274 ; XV, 160 ; XX, 168.
Conyza. XI, 44.
Copaifera. X, 350.
Coprin. V, 291, 379, 397.
Coprinoïdées. IX, 378, 379, 380, 397.
Coprinus, II, 44 ; III, 80 ; IX, 190, 200, 210, 225, 233, 245, 254, 259, 261, 276, 379.
Coprosma, I, 195, X, 217.
Coprosperma, I, 204.
Copulation des noyaux sexuels, XIV, 258.
Corallinaceæ, XIX, 55.
Corchorus. VI, 192 ; VII, 176 ; VIII, 138.
Cordia. I, 295.
Coreopsis. I, 215,
Coriaria. IV, 167 ; XV, 108, 146.
Corispermum. VIII, 71.
Corneæ. X, 149.
Cornées. VIII, 223.
Cornus. X, 216, 217, 370 ; XII, 185, 189, 190, 191, 199, 324, 327 ; XIII, 344, 355 ; XV, 98, 156, 161.
Corolle des Plombaginées. IV, 76.
Coronilla. VII, 305 ; X, 352 (animal) ; XIV, 239.
Corpuscules résiduels. XIV, 227.
Cortinarieæ. IX, 397.
Cortinariés. IX, 371.
Cortinarius. III, 90.
Cortinaria. IX, 240.
Corvisartia. XI, 52.
Coryanthes. XVIII, 377.
Corydallis. VIII, 415 ; X, 104 ; XIV, 207.
Corylées. XVII, 140.
Corylus. VIII, 106 ; X, 332 ; XIII, 366 ; 367 ; XVII, 142 ; XX, 304.
Corymbifères. XI, 42, 82, 55, 60.
Corynocarpus. XIX, 50.
Corypha. IV, 142.
Cosmocladium. VII, 162.
Cosmophyllum. I, 214, 217, 220 ; X, 387.
Costaria. XV, 41.
Costus. VIII, 332, 519 ; XI, 321.
Cotinus. XIX, 39.
Cotoneaster. X, 111, 354 ; XII, 179.
Cotylédons (germant) isolés. V, 272.
Cotylédon. X, 346.
Couche dictyogène. III, 169.
Couepia. X, 354.
Couleur des feuilles (à l'ombre et à la lumière). V. 351.
Courge. X, 228, 273 ; XVIII, 276.
Courge. XX, 144.
Coussapoa. I, 154, 155, 161.
Coulteria. VIII, 180.
Coutarea. I, 196.
Crambe. VIII, 37, 412 ; XI, 169.
Crassula. V, 135 ; X, 347 ; XII, 160 ; XVI, 8, 25, 26.
Crassulacées. VIII, 66, 420 ; XI, 331 ; XVI, 14, 18.
Cratægus. VIII, 196 ; XII, 179, 188, 203, 278 ; XVIII, 81, 331 ; XX, 256.
Craterellus. III, 80, 87.
Cratoxylon. I, 47, 53 ; X, 344, 345.
Créochiton. XIII, 65.
Crépidées. XI, 35.
Crepidospermum. XIX, 48.
Crepidoteæ. IX, 396.
Crépidotés. IX, 368.
Crepidotus. IX, 214.
Crepis. V, 135 ; VII, 305 ; XI, 18, 33, 38.
Crescentia. I, 321 ; VIII, 251 ; X, 381.
Cristallis. VII, 311, 333, 359.
Cristalloïdes. XV, 204.
Cristaria. VI, 153.
Cristaux. VI, 229, 343.
Crocus. VII, 65, 97.
Croissance terminale de la tige et de la feuille des Graminées, par M. *Douliot*, XIII, 93.
Croissance terminale de la tige des Phanérogames, par M. *Douliot*, XI, 283.
Crotalaria. VI, 46.
Croton. X, 216 ; XIV, 88.

Crotonoïdées. XIV, 130.
Crucifereæ. X, 150.
Crucifères (Racines latérales). VIII, 411.
Crucifères. VIII, 23; XI, 125, 332; XVIII, 78.
Cruoria. XVI, 268; XIX, 63.
Crupina. XI, 66.
Cryphæa. XX, 5, 7.
Cryptadenia, XVII, 200, 228, 230.
Cryptogames vasculaires (Dissémination des spores chez les), par M. *Leclerc du Sablon*, II, 5.
Cryptogames vasculaires (Radicelles). VIII, 363, 529.
Cryptogames vasculaires. VIII, 259.
— (Recherches anatomiques sur les), par M. *Poirault*, XVIII, 113.
Cryptomeria. XI, 299; XIX, 175, 181, 298.
Cryptomona. VII, 108.
Cryptostegia. I, 289.
Ctenidium. XX, 7.
Cucumis. V, 15; VII, 333, 338, 350, 354; VIII, 259; XI, 207, 345; XVIII, 97.
Cucurbita. I, 157; III, 261; V, 15, 17, 149; VII, 304, 324, 330, 340, 341; VIII, 12, 13, 258, 479; X, 194, 212, 214, 231, 234, 235, 236, 238, 239, 249, 255, 263, 284, 292, 312; XI, 207, 229, 239, 267; XV, 229, 248; XVIII, 100; XX, 153.
Cucurbitacées. V, 13; VIII, 258, 478; XI, 206, 237, 249, 345; XVIII, 97.
Cucurbitacées (Fruit). XIV, 382.
Cucurbitaria. X, 241; XVII, 222.
Cunninghamia. XIX, 172, 175, 188, 189, 201, 203, 323.
Cunonia. XI, 336; XII, 75, 78, 79.
Cunoniées. XII, 74.
Cunuria. XIV, 136.
Cuphea. VIII, 454; XI, 233.
Cupressacées. XIX, 188.
Cupressineæ. VII, 37; X, 145.
Cupressinées. XI, 293.
Cupressus. VIII, 25, 343, 526; XI, 289, 302; XIX, 181, 182.
Cupulifereæ, X, 147.
Cupulifères. VIII, 105, 432; X, 332; XI, 328; XVII, 132, 175.
Cupulifères (Résumé). XVII, 151; XVIII, 72.
Curtisia. I, 29, 95; X. 372.
Cuscuta. VIII, 471, 580; XV, 144.
Cyathea. III, 314; VIII, 376, 377; XVIII, 194, 219, 236, 237, 245.
Cyatheacées. XVIII, 236.
Cyathophorum. XX, 9, 59.
Cybianthus. I, 57.
Cycadées. VIII, 357.
Cycas. VII, 179; VIII, 357; XVII, 253.
Cyclanthées. VIII, 302.
Cyclanthera. VI, 342.
Cydonia. VIII, 196; X, 354; XII, 184, 189, 194, 212, 213, 283, 287.
Cylindrothecium. XX, 7.
Cylindrospermum. III, 335; VII, 177, 249.
Cymathære. XV, 42.
Cymbidium. IV, 220, 235; VIII, 334.
Cymodocea. VIII, 504; XI, 316; XIII, 111, 135, 164, 212, 249, 297; XVII, 297.
Cymodocées. XIII, 212.
Cynanchum. X, 380; XVIII, 93.
Cynara. XI, 63.
Cynarocéphales. XI, 61, 69, 83.
Cynodontium. XV, 50; XVII, 330.
Cypéracées. VIII, 283, 497; X, 107, 145.
Cyperites. VII, 78.
Cyperus. VII, 66; VIII, 498; X, 157.
Cyphellopus. IX, 365.
Cypripedium. IV, 216, 221, 226, 235; XIV, 216, 239; XVIII, 345.
Cypselites. X, 53.
Cyptadenia. XVII, 228.
Cyrtocarpa. XIX, 45.
Cyrtomium. XVIII, 204.
Cyrtopus. XX, 10.
Cystacanthus. I, 326.
Cystanthera. I, 329.
Cysticapnos. VIII, 55.
Cystoderma. IX, 350.
Cystopteris. XVIII, 123, 127, 204.
Cystucanthus. I, 329.
Cytharexylum. I, 339.
Cystisus. VIII, 181; X, 114, 350.

D

Daboecia. I, 229.
Dacrydiées. XIX, 188.
Dacrydium. XIX, 172, 203.
Dacryodes. XIX, 48.
Dactylococcus. VII, 158, 160, 165.
Dæmia. XIV, 106.

Deeringia. XVII, 99.
Dahlia. IV, 142, 161, 275; VII, 290; X, 289.
Dais. XVII, 87, 197, 227.
Dalbergia. X, 116, 350.
Dalenia. XIII, 59, 374.
Daltonia. XX, 9.
Damasonium. III, 129; VIII, 311, 512.
Dammara. XI, 299; XIX, 190, 205.
Danæa. XVIII, 163.
Daphnanthes. XVII, 223.
Daphne. X, 48, 332; XI, 263, 274; XII, 188; XVII, 88, 189, 191, 212, 215, 223, 227, 230, 262, 264.
Daphnobryon. XVII, 199, 209, 223, 227, 239, 263, 268, 271.
Daphnogene. X, 37.
Daphnoïdées. XVII, 43.
Daphnopsis. XVII, 86, 187, 200, 228, 230.
Daræa. XVIII, 238.
Dasyglœa. XV, 280.
Dasymitrium. XVII, 339.
Datisca. VIII, 113.
Datiscées. VIII, 113.
Datura. I, 99, 104, 120, 301, 303; II, 270; IV, 155; VIII, 236; X, 238, 290, 376; XI, 198, 211, 341; XVIII, 61, 86; XX, 137, 157, 194.
Daucus. VII, 340, 357; XIV, 351; XVIII, 367.
Davallia. VIII, 373, 539; XVIII, 116, 141, 159, 167, 201, 204, 209, 219, 237.
Deconica. IX, 371.
Décortications annulaires, X, 297; X, 307.
Decumaria. XII, 91.
Déhiscence des anthères, I, 97.
Delamarea. XIX, 99.
Delesseria. XIX, 70.
Delesseriaceæ. XIX, 70.
Delicatula. IX, 313.
Delphinium. I, 108, 121; V, 135; VII, 286; VIII, 117; X, 290; XIV, 216; XVIII, 75; XX, 172.
Dennstædlia. III, 313.
Dendrobium. IV, 220, 221, 235; XVIII, 345, 351.
Dendrochilum. XVIII, 345.
Dendrostellera. XVII, 199, 227, 229, 230, 267.
Dendropogon. XVII, 356.
Deparia. XVIII, 236.
Depazea. VII, 2.
Derbesia. XVI, 314.
Dermatophyton. XVI, 300.
Dermocybe. IX, 197, 225, 227, 228, 372.
Dermomyélodesmes. XIII, 75.
Dernières adjonctions à la flore fossile d'Aix en Provence, par M. *de Saporta*, VII, 1.
Dernières adjonctions à la flore fossile d'Aix en Provence (2e partie), par M. *de Saporta*, X, 1.
Desmarestia. XIX, 96.
Desmocelis. XIII, 72.
Desmodesmes. XIII, 76.
Desmogène. XVIII, 65.
Desmonema. V, 126.
Desplatzia. VI, 189.
Deutoxylème. XVIII, 141.
Deutzia. VIII, 454; X, 361; XII, 99.
Deuxième addition aux recherches sur la structure et les affinités des Mélastomacées, par M. *Van Tieghem*, XV, 369.
Développement (Recherches sur le) du sporogone des Hépatiques, par M. *Leclerc du Sablon*, II, 126.
Développement de l'amidon. V, 230.
Développement de l'amidon pendant la germination des graines, V, 208.
Développement de la fleur des Plombaginées, IV, 71.
Développement de l'appareil laticifère des Euphorbiacées, XIV, 25.
Développement des parois criblées, X, 244.
Développement post-embryonnaire, de l'appareil laticifère, XIV, 119.
Diacalpe. XVIII, 236.
Dialypétales inferovariées. VIII, 203, 453; XVIII, 81.
Dialypétales superovariées. VIII, 115; XVIII, 74.
Dialyse des gaz. XIV, 300.
Dialystèle. III, 277.
Diamètre des tubes criblés, X, 242.
Diamètre des vaisseaux du bois. X, 242.
Dianella. I, 124; VII, 290, 363; VIII, 320.
Dianthus, VIII, 60; X, 102, 105, 347; XI, 311, 332.
Diapensiacées. I, 245, 353.

Diarthron. XVII, 199, 227.
Diastases. XVIII, 275.
Dicella. XVII, 221.
Dicellandra. XIII, 59, 66, 374.
Dichœtanthera. XIII, 70.
Dichothrix. III, 339, 373.
Dicksonia. IV, 139; VIII, 377; XVIII, 204, 227, 236, 245.
Dicnemos. XX, 2, 6, 18.
Dicotylédones (Racines latérales). VIII, 407.
Dicranum. XV, 51; XVII, 331; XX, 4, 8, 12, 16.
Dicraneæ. XV, 50.
Dicranella. XVII, 331.
Dicranodontium. XV, 53.
Dicranolepis. XVII, 197, 227, 236.
Dictamnus. VI, 266; VIII, 163; XIX, 20.
Dictyoloma. I, 93, 95.
Dictyosiphon. XIX, 97.
Diclidopteris. XVIII, 208; XVIII, 239.
Didymochlæna. XVIII, 204, 205, 249.
Didymoponax. I, 29.
Dieffenbachia. V, 231.
Dieringa. II, 245.
Diervilla. I, 187; X, 386.
Différenciation de la zone périmédullaire, XVIII, 66.
Digitalis. I, 119, 304; VIII, 249.
Dillenia. VIII, 142; X, 341.
Dilleniacées. VIII, 141; X, 341.
Dilivaria. I, 328.
Dimensions des feuilles (à la lumière et à l'ombre), V, 332.
Dinopyxis. IV, 283.
Diodia. I, 195.
Diolena. XIII, 66.
Dionycha. XIII, 70.
Dioon. VIII, 358.
Dioscorea. V, 334; X, 221.
Dioscoréacées. VIII, 322, 517.
Diosma. XVII, 224.
Diosmea. VI, 271.
Diopspyros. I, 262, 263, 266; VIII, 235; X, 70 376; XII, 195, 197.
Diotis. XI, 50.
Diplarpea. XIII, 66.
Diplazium. XVIII, 114, 141, 159, 238.
Diplocolon. V, 129.
Diplodiscus. VI, 181.
Diplomorpha. XVII, 196, 262.
Diplostichie. V, 133; VIII, 21, 35, 40.
Diplotaxis. XI, 144, 166.
Dipsacées. VIII, 486.
Dipsacées (canaux sécréteurs), I, 21; I, 207, 353; VIII, 266.
Dipsacus. I, 21, 209; VIII, 266; X, 100, 386.
Diptérocarpées. I, 59; VIII, 142; X, 342.
Dipterocarpus. I, 60, 64, 69; VI, 254; VIII, 142.
Dirca. XVII, 188, 200, 227.
Discostigma. I, 41.
Disposition des radicelles et des bourgeons dans les racines des Phanérogames, par M. *Van Tieghem*, V, 130.
Disemma. VIII, 151.
Dissémination (Recherches sur la) des spores chez les Cryptogames vasculaires, par M. *Leclerc du Sablon*, II, 5.
Dissochæta. XIII, 65.
Dissotis. XIII, 71.
Distichia. VI, 128.
Distichium. XV, 54.
Distichophyllum. XX, 43.
Distribution géographique des Plombaginées, IV, 1, 101.
Ditrichum. XVII, 336.
Dobinea. XIX, 13, 28, 44.
Dochmiopus. IX, 301.
Documents pour la flore bryologique du Japon, par M. *Bescherelle*, XVII, 327.
Dolichos, V, 136.
Dombeya. I, 76, 318; VI, 135, 204; VII, 176.
Dombeyées. VI, 204.
Donatia. XII, 7, 65, 157.
Doona. I, 65, 90; VIII, 145.
Doronicum. XI, 18; XI, 45.
Dorsiventrale (Organisation) dans les racines des Orchidées, par M. *de Janczewski*. II, 5.
Dorstenia. VIII, 428.
Dosage des acides organiques dans les plantes grasses, XVI, 21.
Draba. XI, 162.
Dracœna, VII, 60, 63; VIII, 321; XX, 149.
Dracœnites, VII, 92.
Draconeæ. X, 146.
Dracontormelum. XIX, 45, 48.
Draparnaldia. XVI, 268.

Drapetes. XVII, 189, 197, 209, 223, 227, 239, 264, 268, 271.
Drapetées. XVII, 273.
Driessenia. XIII, 67.
Drimys. X, 333.
Drosera. IV, 233.
Drummondia. XV, 57.
Dryandra. XVII, 20.
Drymicarpus. XIX, 45.
Drymoglossum. XVIII, 161, 166, 205, 232, 240.
Drynaria. XI, 6; XVIII, 168, 183.
Dryobalanops. I, 59, 65; I, 90; X, 342.
Dryophilus, IX, 244.
Duboscia. VI, 189.
Du mécanisme des échanges gazeux, chez les plantes aquatiques, par M. *Devaux*, IX, 35.
Duriées. VI, 176.
Durio. VI, 176; VII, 176.
Dutrochet. V, 36.
Dyctiotus. IX, 304.

E

Eau de Labarraque. III, 173.
Ebenaceæ. X, 149.
Ebenacées. I, 263, 354; VIII, 234; X, 376.
Ebermaiera. I, 326.
Ecballium. II, 267, 268, 297, 303; XII, 185, 194, 220, 307; XVIII, 100.
Eccilia. IX, 265, 382.
Échanges gazeux chez les plantes aquatiques submergées, par M. *Devaux*, IX, 35.
Échanges liquides des Monocotylédones aquatiques, XIII, 280.
Echeandia. V, 147; VIII, 319.
Echeveria. XVI, 21.
Echinacia. I, 211.
Echinops. VI, 275; X, 103; XI, 61, 77, 85.
Echites. I, 278.
Echium. VIII, 239; XX, 287.
Echynocystis. V, 15.
Ecklonia. XV, 41.
Écorce. VI, 234.
Écorce (cryptogames vasculaires), XVIII, 165.
Ectocarpus. XIX, 110.
Ectropothecium. II, 82, 97; XX, 13, 52.
Edgeworthia. XVII, 197, 228, 264.
Effet des décortications annulaires. X, 307.
Egregia. XV, 41.
Eichhornia. VIII, 316, 339, 515.
Eisenia. XV, 43.
Elachista. XIX, 108.
Elæagnées. XVII, 47.
Elæagnus. VIII, 103; X, 332; XV, 111; XVII, 47.
Elæocarpus. VI, 196; VII, 176.
Elæoptènes. XVIII, 319.
Elagia. VIII, 314.
Elateriospermum. XIV, 136
Elaterium. II, 267, 297.
Élatine. III, 96.
Élatinées. VIII, 160.
Éléagnées. VIII, 103; X, 332.
Elegia. VIII, 303.
Éléments accessoires du liber. X, 211.
Éléments parenchymateux. IV, 135.
Eliæa. I, 53; X, 344, 346.
Elodea. I, 171; VIII, 521; IX, 49, 74, 102; XI, 310, 322.
Elsholtzia. I, 345.
Elymus. VIII, 281.
Embothrium. XVII, 20, 23, 33.
Embryon pendant la maturation de la graine, V, 203.
Embryon (germant) isolé de l'albumen, V, 268.
Embryons séparés des albumens (graminées), germination, XVIII, 293.
Émergences endogènes. VIII, 579.
Émex. VIII, 99.
Émulsine (Localisation dans les amandes), VI, 118.
Enarthrocarpus. VIII, 41, 412.
Encéphalartos. VIII, 358.
Endistème. XVIII, 65.
Endocarpe. XII, 175.
Endocarpon, IX, 2.
Endoclonium. XVI, 266, 269, 270, 345.
Endoderme. VI, 234.
Endoderma. XVI, 269, 313, 315, 322, 329, 347.
Endoderme (Cryptogames vasculaires), XVIII, 169.
Endodesmia. I, 47, 52; X, 344.
Endomyces. II, 28.
Endonema. XVII, 277, 280, 283.

Endoptera. XI, 36.
Endosphæra. VII, 166.
Endosphæraceæ. VII, 166.
Endotrichum. XVII, 361.
Engelhardtia. XVII, 157; XIX, 31.
Enhalus. XIII, 295.
Enkleia. XVII, 202, 229, 230.
Enroulement des vrilles, V, 5, 32.
Enroulement hélicoïde. V, 42.
Entéromorpha. XVI, 296; XIX, 156.
Entocladia. XVI, 269, 314, 315, 319, 348.
Entoderma. XIX, 142.
Entodon. XV, 86; XVII, 370; XX, 2, 7, 47.
Entre-nœuds de la tige des Dicotylédones, XIII, 374.
Entoloma. IX, 191, 199, 265, 382.
Epacris. I, 244; VIII, 227; X, 374.
Épacridées. I, 244, 353; VIII, 227.
Épaisseur des parois des cellules de l'épiderme, V, 382.
Épaississement des parois des éléments parenchymateux, par M. *Baranetzki*, IV, 135.
Éphèbe. IX, 21.
Ephedra. VII, 57; VIII, 359, 526; X, 154; XI, 285, 307; XIX, 173, 174, 202.
Ephemerocybe. IX, 380.
Épicarpe. XII, 175.
Epichroxantha. XVII, 204.
Épiderme (Épaisseur des parois des cellules de l'). V, 382.
Epiderme des feuilles (à l'ombre et à la lumière). V, 355.
Épiderme (pétiole), VI, 343.
Épiderme. XI, 85.
Épiderme externe de l'ovaire, XII, 183.
Épiderme (cryptogames vasculaires), XVIII, 165.
Épidermiques (Productions), VI, 230.
Épidendron. II, 57, 63, 75, 77; IV, 220.
Epidendrum. IV, 235; XVIII, 345.
Epilobium. III, 129, 141, 148, 201, 252, 257; V, 141; VIII, 208, 455; X, 364; XVIII, 58; XX, 259.
Epimedium. I, 337; VIII, 125.
Épipactis. IV, 224; XIV, 216.
Episcia, I, 317.
Épistèle. VIII, 15.
Époque de différenciation des canaux sécréteurs, VI, 321.
Équisétacées. II, 16; VIII, 395, 550; X, 109.
Équisétinées. VIII, 394.
Equisetum. II, 16; VII, 296; XVIII, 219; VIII, 531, 551; XI, 283; XVIII, 115, 133, 140.
Eranthemum. I, 326.
Eranthis. X, 100.
Eremophila. I, 56.
Ergot de seigle. V, 288.
Eria. II, 56, 76; IV, 220, 235.
Erica. I, 127, 226, 231, 236; VIII, 224; X, 374.
Éricacées. I, 225, 353; VIII, 224; X, 149; 373.
Éricales. I, 225.
Éricées. I, 235.
Érigeron. XI, 44.
Erinus, XX, 287, 349.
Erinocarpus. VI, 190.
Eriocaulées. VIII, 304.
Eriocaulon. VII, 67.
Eriocnema. XIII, 74, 75.
Eriodendron. VI, 169.
Eriogonum. IV, 97.
Erioloena. I, 77; VI, 209.
Eriophorum. VIII, 286, 498.
Eriosolena. XVII, 195, 225, 229, 231, 263.
Eriostemon. X, 348.
Erisma. XVII, 222.
Ernestia. XIII, 72.
Erodium. I, 105; VIII, 154.
Ervum. I, 146; II, 221.
Eruca. VIII, 39; XI, 146, 171.
Erucastrum. VIII, 39, 40; XI, 146; XI, 171.
Eryngium. I, 25, 26; X, 102; XVIII, 83.
Erysimum. VII, 305; VIII, 40; XI, 136.
Erythræa. I, 111; VIII, 243; XVIII, 92, 221.
Erythroxylon, VII, 289; X, 346.
Escallonia. XII, 116, 118, 128.
Escallonica. X, 361, 364.
Escalloniées. XII, 116.
Escholtzia. VII, 306, 341, 361, 367.
État actuel de nos connaissances sur la fonction chlorophyllienne, par M. *Timiriazeff*, II, 99.
Étude sur les feuilles des plantes aquatiques, par M. *Costantin*, III, 94.
Études sur l'organisation et la distri-

bution géographique des Plombaginées, par M. *Maury*, IV, 1.
Étude sur la forme du sac embryonnaire des Rosacées, par M. *Went*, VI, 331.
Étude expérimentale sur l'aération des tissus massifs, par M. *Devaux*, XIV, 297.
Eubuttnériées. VI, 216.
Eucalyptus. VI, 252, 262; VIII, 215; IX, 213; XIII, 317, 366; XVIII, 82; XVIII, 87.
Eucharis. IV, 159, 162.
Eucomis. VIII, 319.
Eudorina. VII, 156.
Eugenia. VII, 354; X, 367, 368.
Eugénol. XV, 207.
Eugleichenia. XVIII, 181, 190.
Euglena, III, 324; IV, 246, 279; VII, 108.
Eugnidia. XVII, 204.
Euleuzites. IX, 334.
Eumalvées. VI, 138.
Eupatorium. I, 215; XI, 42.
Euphorbe. II, 355.
Euphorbia. V, 141; VI, 309; VIII, 145, 439; XIV, 6, 10, 25.
Euphorbia (Résumé sur les Laticifères), XIV, 78.
Euphorbia. XIV, 120, 139, 143; XV, 207; XVIII, 54, 77.
Euphorbiacées. VIII, 145; VIII, 438; X, 343; XI, 331; (Laticifères), XIV, 1, 25; XVIII, 77.
Euphorbiacées (Résumé sur les Laticifères des), XIV, 95.
Euphorbiacées biovulées. XIV, 130.
Euphrasia. VI, 103; XX, 289.
Euphrasiées. I, 309.
Eurhynchium. XVII, 378.
Euroschinus. XIX, 44.
Euryale. XII, 185, 188, 190, 237.
Eurycoma. I, 93.
Eustrephus. V, 379, 388
Eutelea. VI, 193.
Euthora. XIX, 75.
Eutoca. VIII, 240.
Euxolus. VIII, 70, 422.
Evonymus. II, 322; III, 18, 36; VII, 348, 353; X, 359; XI, 335; XVIII, 40, 47, 81.
Exobasidium. IX, 263.
Exocarpus. XVII, 165.
Exoderme. XVIII, 200.
Exostemma. I, 196, 199; X, 382.
Expérience de Dutrochet, V, 36.

F

Faba. I, 150; II, 218; V, 336, 372, 381, 385, 402; VIII, 185; XIII, 9; XX, 75, 93, 144, 152, 157, 159, 161.
Fabiana. I, 299; II, 272; X, 376.
Fabronia. XX, 9.
Fadeynia. XVIII, 131, 185, 200.
Faginées. XVII, 137.
Fagopyrum. VIII, 13, 98.
Fagræa. I, 291, 292.
Faguetia. XIX, 13.
Fagus. X, 200, 214, 332; XVII, 137; XX, 330.
Faisceaux (Parcours), VI, 345.
— bicollatéraux. XI, 2.
— collatéraux. XI, 2.
— monocentres. XI, 2.
— polycentres. XI, 2.
Famille de Gamopétales (caractères tirés de l'anatomie de la feuille), par M. *Vesque*. I, 183.
Farfugium. IV, 162, 185.
Farsetia. XI, 169.
Fatsia. VIII, 221.
Fauriella. XVII, 364.
Fécondation, comparaison des phénomènes morphologiques observés chez les plantes et les animaux, par M. *Guignard*. XIV, 163.
Fécondation et division de l'œuf, XIV, 191.
Fécondation (théories actuelles), XIV, 277.
Fedia. VIII, 263.
Festuca. VI, 43; VII, 66.
Feuilles. V, 311.
Feuille. Anatomie de la feuille des Gamopétales, par M. *Vesque*, I, 183.
Feuilles caduques. XIII, 343.
Feuille des Butomées, XVII, 295.
— (Cryptogames vasculaires), XVIII, 182.
Feuille des Graminées (Croissance terminale), XIII, 93.
Feuilles des Monocotylédones aquatiques, par M. *Sauvageau*. XIII, 103.

Feuilles des plantes aquatiques, par M. *Costantin.* III, 94.
Feuilles persistantes, XIII, 343.
Feuille (racines adventives), VIII, 564.
Fève. IX, 157 ; XVIII, 24.
Fevillea. II, 305.
Fibres libériennes des Malvacées. VII, 176.
Fibres libériennes, X, 208, 219 ; XI, 192.
Ficaria. VIII, 434, 550 ; IX, 207.
Ficus. III, 247, 250 ; IV, 155 ; VI, 43, 61, 83 ; X, 21 ; XIII, 343 ; XIV, 5, 9, 13 ; XV, 114 ; XVII, 105.
Figuier. VI, 61.
Filago. XI, 53.
Filaments des Nostocacées. III, 327.
Filaria. XIV, 239.
File rhizogène. VIII, 14.
Filices. X, 144.
Filicinées. VIII, 363, 529.
Filicium. XIX, 29, 50.
Fimbristylis. VIII, 287, 497.
Fissidens. II, 82, 84, 85, 86 ; VII, 11 ; XV, 53 ; XVII, 334 ; XX, 5, 8, 13, 21.
Fissidentaceæ. XV, 53.
Fittonia. I, 326.
Fixité du nombre des segments chromatiques dans les noyaux sexuels. XIV, 228.
Flabellaria. VII, 63, 65.
Flagellaria. V, 27.
Flammula. III, 90 ; IX, 356.
Flammulopsis. IX, 356.
Fleur des Plombaginées, IV, 71.
Flore bryologique du Japon, XVII, 327.
Flore fossile d'Aix en Provence, par M. *de Saporta*, X, 1.
Florideæ. XIX, 55.
Floridées. V, 223.
Florule bryologique de Mayotte, par M. *Bescherelle*, II, 82.
Florule bryologique de Tahiti. XX, 1.
Florule d'Aix. VII, 1.
Fœniculum. XVIII, 84.
Fonctions des canaux sécréteurs et des laticifères, VI, 320.
Fonction chlorophyllienne (État actuel de nos connaissances sur la), par M. *Timiriazeff*, II, 99.
Fonction respiratoire chez les végétaux, par MM. *Bonnier et Mangin.* II, 365.
Forestiera. I, 271.
Forficula. XIV, 239.
Formation de l'albumen. XIV, 203.
Formation des cellules mères du pollen, XIV, 170.
Formation des graines d'aleurone, XVIII, 302.
Formation des grains de pollen, XIV, 173.
Formation des graines. XVIII, 299.
Formation des huiles grasses et essentielles, XVIII, 257.
Formation et division du noyau générateur, XIV, 176.
Formation de la tige des Fougères, XI, 1.
Forme et structure des feuilles (sous l'influence de la lumière), V, 311.
Forsythia. V, 377 ; VII, 306 ; X, 380 ; XV, 162, 165.
Fossombria. II, 166.
Fothergilla. XII, 135.
Fougères. III, 312 ; VIII, 363, 529.
Fougères (tige), XI, 1.
Fragræa. XIV, 10.
Fragaria. V, 330, 332, 381, 386, 397, 402 ; VIII, 451 ; X, 355, 357 ; XII, 181 ; XIX, 19 ; XX, 251.
Fragariées. X, 357.
Francoa. XII, 69, 159.
Francoées. XII, 69.
Frankenia. V, 171 ; VIII, 151 ; X, 345.
Frankeniacées. V, 168.
Frankéniées. VIII, 151.
Fraxinus. VIII, 248 ; X, 2, 58, 233, 255 ; XI, 284, 311 ; XX, 285, 330, 335.
Frenela. VIII, 347 ; XI, 306.
Freylinia, I, 306.
Fritillaria. XIV, 181, 211, 243, 254, 260, 268.
Fritzschia. XIII, 72, 80.
Frœhlichia. I, 199 ; VIII, 70.
Fruit des Conifères. XIX, 164.
Fruit des Plombaginées. IV, 79.
Fruits (Classification) des Mémécylées. XIII, 76.
Frullania. II, 128, 164.
Frullania dilatata, II, 129.
Frucaceæ. XIX, 85.
Fuchsia. X, 366 ; XII, 184, 185 ; XI, 225 ;

XI, 261, 273; XV, 167; XII, 188, 189, 210, 300.
Fucus. XIX, 85.
Fugosia. VI, 167.
Fumaria. VIII, 55; XII, 191, 199, 239.
Fumariacées. VIII, 54, 415.
Funaria. XV, 61.
Funariaceæ. XV, 61.
Fungi. X, 144.
Funifera. XVII, 87, 200, 228.
Fusain. II, 322, 330.
Fusanus. XVII, 167.
Fusispora. IX, 351.
Fusisporeæ. IX, 398.

G

Gabrowskia. I, 301.
Gaillardia. X, 387.
Gaine. X, 106.
Gaines des canaux sécréteurs. VI, 317.
Gaine des Nostocacées. III, 328.
Gaine des Oscillariées. XV, 280.
Galactites. XI, 61.
Galanthus. X, 104; XIV, 207, 254, 268.
Galega. X, 352.
Galeopsis. I, 345.
Galera. IX, 215, 217, 251, 253, 355.
Galiées. I, 195.
Galium. I, 195; II, 299; III, 148, 152; V, 136; VI, 69, 73; XVIII, 101.
Gamopétales (caractères tirés de l'anatomie de la feuille), par M. *Vesque*, I, 183.
Gamopétales inférovariées. VIII, 256, 478; XVIII, 97.
Gamopétales superovariées. VIII, 463, 224; XVIII, 84.
Gamostèle. III, 277.
Ganoderma. IX, 274.
Ganophyllum. XIX, 29, 50.
Garcia. XIV, 134.
Garcinia. I, 12, 39, 40.
Garckea. II, 82, 87.
Gardenia. I, 198, 200; X, 383.
Gardéniées. I, 194, 196.
Gardoquia. I, 347.
Garovaglia. XX, 34.
Garrya. XVII, 64.
Garryacées. XVII, 63.
Garuga. XIX, 28, 33, 48.
Gaultheria. I, 230, 235.
Gayella. XIX, 143.
Gazania. I, 213.
Geissois. XII, 75, 79.
Geissoloma. XVII, 277, 286.
Gelidiaceæ. XIX, 81.
Gelonium. XIV, 136.
Gemmes. IX, 273.
Genêt. II, 322, 339.
Genévrier. II, 355; XVIII, 314.
Genipa. I, 194, 202.
Genista. IV, 99; V, 136; VII, 278, 305, 348; VIII, 179; XV, 130; XVII, 224.
Genres de Plombaginées, IV, 89, 94.
Gentiana. XVII, 221.
Gentianales. I, 267.
Gentianées. VIII, 243, 471; XVIII, 92.
Geoffræa. X, 350, 352.
Géographie. IV, 101.
Géographique (Distribution) des Plombaginées, IV, 1.
Géraniacées. VIII, 153, 444; XI, 331
Geranium. I, 105; V, 141; VIII, 153.
Gerbera. I, 11.
Germination de tissus ou de membres séparés du reste de la plante, V, 268, 279.
Germination des graines à l'obscurité, V, 281.
Germination des graines oléagineuses, XVIII, 270.
Geropogon. XI, 29, 39.
Gesnera, I, 310, 312.
Gesnéracées. I, 310, 355; VIII, 251, 476; X, 380.
Geum. VI, 337; VII, 300; VIII, 449; X, 355; XII, 181.
Gigartinaceæ. XIX, 79.
Gilia. V, 136; VII, 286; VIII, 240.
Ginkgo. VIII, 349; XI, 285; XIX, 171, 180, 184.
Gladiolus. VIII, 326.
Glandes épidermiques. V, 152.
Glaucium. VII, 306; VIII, 56; XVIII, 78.
Glechoma. III, 243, 247, 250, 257; V, 335, 399; VIII, 476.
Gleditschia. VIII, 182; X, 351; XV, 102, 186.
Gleichenia. III, 313; VII, 22; X, 154; XVIII, 125, 171, 191, 195, 206.
Gleicheniacées. XVIII, 170.

Glenodinium. IV, 283.
Glischrocolla. XVII, 279, 280, 283, 289.
Globules et matières albuminoïdes des tubes criblés. X, 286.
Globules polaires. XIV, 217.
Glœocapsa. III, 324.
Glœocystis. VII, 157.
Glœophyllum. IX, 334.
Glœotrichia. III, 335; IV, 365; (clé des espèces) IV, 365; IX, 146.
Gloiotrichia. XVI, 302.
Gloxinia. VIII, 252.
Gluta. XIX, 9, 47.
Glutamine. XV, 254.
Glyceria. XIII, 100.
Glyphea. VI, 186.
Glyptospora. IX, 377.
Gnaphaliées. XI, 55.
Gnaphalium. XI, 53.
Gnetaceæ, X, 145.
Gnétacées. VIII, 359, 526; XI, 307.
Gnetum. II, 208; XIX, 173.
Gnidia. XVII, 200, 205, 228, 267.
Gnidiopsis. XVII, 204, 205, 228, 267.
Gnidium. XVII, 223.
Godetia. VIII, 208.
Gœthea. VI, 162; VII, 176.
Goldfussia. I, 327; II, 289.
Gomontia. XVI, 331; XIX, 125.
Gomontiaceæ. XIX, 125.
Gomphidius. IX, 250, 386.
Gomphrena. VIII, 70, 422.
Gomphocarpus. XIV, 6.
Gonatoblaste. XVI, 267, 311, 346, 347.
Gongrosira. XVI, 335.
Goniolimon. IV, 10.
Goniopteris. XVIII, 141.
Goniosporeæ. IX, 397.
Goniosporés. IX, 381.
Gonium. VII, 107, 156.
Gonocyste femelle. XIV, 224.
Gonocyste male. XIV, 224.
Gonolobus. X, 380.
Gonystylus. XVII, 186, 236, 240, 261, 267.
Gonzalea. I, 196.
Goodiera. IV. 220.
Goodeniées. VIII, 257.
Gossypiées. VI, 233.
Gossypium, VI, 166; VII, 176.
Gouania. II, 296; XII, 163.
Graffenrieda. XIII, 68.
Graines (Maturation des). III, 5.
Graines dans l'eau. XVIII, 19.
Graines à réserves oléagineuses et amylacées séparées. XVIII, 310.
Graines (Germination) à l'obscurité. V, 281.
Graines amylacées. III, 46.
Graines des Mémécylées (classification). XIII, 79.
Graines oléagineuses. III, 68.
Graine des Plombaginées. IV, 82.
Graine de ricin. XVIII, 270.
Grains de chlorophylle. V, 179; XIII, 5.
Grains d'aleurone. XVIII, 274.
Grains d'amidon. XIII, 5.
Grains d'amidon (leur transformation en grains de chlorophylle). V, 235.
Gramineæ. X, 145.
Graminées. (Ligule) VI, 19; VIII, 276, 569; X, 104, 107; XI, 315; XIII, 93; XVIII, 284.
Graminidées. VIII, 493.
Graphis. IX, 20.
Graptophyllum. I, 329.
Gratiola. I, 306, 319; VIII, 474; XI, 342.
Gravesia. XIII, 80; XV, 375.
Grevillea. VIII, 103; X, 331; XVII, 30.
Grewia. VI, 187; VII, 176.
Gréwiées. VI, 187.
Grimaldia. II, 128.
Grimmia. XX, 10, 25; XV, 56; XVII, 338.
Grimmiaceæ. XV, 56.
Griselinia. VIII, 223.
Grœnland. XIX, 53.
Grossularia. XII, 195.
Grubbia. XVII, 169.
Guaiacum. X, 347.
Guarea. X, 347.
Guevinia. XVII, 22.
Guazuma. VI, 135; VI, 214.
Guichenotia. VI, 222.
Guiera. XVII, 276.
Guildingia. XIII, 24.
Gumbelia. XX, 8.
Gunnera. III, 280, 307, 313, 316; VII, 179; VIII, 211, 461.
Günthera. I, 213.
Gurjun balsam. I, 63.
Guyonia. XIII, 71.
Gymnadenia. IV, 224; X, 263; XIV, 238.
Gymnocladus. X, 120; XV, 98, 177.

Gymnococca. XVII, 201, 227.
Gymnogomphus. IX, 385.
Gymnogramme. XI, 5; XVIII, 166, 199, 204, 208, 232.
Gymnospermes (Radicelles). VIII, 343.
Gymnospermes. VIII, 525.
Gymnostomum. VII, 10.
Gynandropsis. V, 136; VIII, 48.
Gynécée des Plombaginées. IV, 76.
Gypsophila. VIII, 59, 60.
Gyrinopsis. XIII, 364.
Gyrinops. XVII, 217, 218, 220, 235, 264, 268.

H

Hablitzia. XVIII, 342.
Habrothamnus. I, 303.
Hæmatophlæa. XIX, 63.
Hæmatostaphis. XIX, 45.
Hafgygia. XV, 24, 39.
Hakea. VIII, 103; X, 331; XVII, 27, 34.
Halodule. XIII, 135, 164, 245, 284.
Halophila. XIII, 295.
Haloragées. VIII, 210, 459; XI, 338.
Haloragis. III, 3 0; VIII, 210.
Halosaccion. XIX, 82.
Haloxylon. XVII, 71, 171.
Hamamélidées. XII, 135.
Hamamelis. I, 87; XII, 135, 147.
Hamelia. I, 195.
Haméliées. I, 195.
Hampea. VI, 175.
Hammamélidées. VIII, 204.
Hannoa. I, 93.
Hapalosiphon. V, 54.
Haploclathra. I, 44, 95; X, 338.
Haplorhus. XIX, 38, 42.
Haricot. V, 197.
Haronga. I, 52.
Harpephyllum. XIX, 45.
Harpoclathra. I, 44.
Harouga. X, 344.
Harrisonia. I, 93.
Hartwegia. VII, 283.
Harveyella. XIX, 81.
Hassallia. V, 115.
Hassetia. VI, 197.
Havetia. XIX, 19.
Havetiopsis. I, 40; X, 337.
Hebeloma. IX, 362
Hebenstreitia. VIII, 254.
Hecistopteris. XVIII, 208.
Hedera. I, 25, 155, 159, 165, 168; II, 213, 299; III, 40, 164, 222, 247, 250; IV, 171, 182, 189; V, 381, 384, 386; VIII, 219, 463; X, 2, 79, 370; XII, 190, 194, 199, 321; XVIII, 52, 84.
Hedwigia. XIX, 48.
Hedwigiaceæ. XV, 71.
Hedychium. IV, 159; VII, 316, 334, 341, 350; VIII, 332, 573.
Hedyosmum. XII, 147; XVII, 62.
Hedypnois. XI, 26, 37, 39.
Hedysarum. I, 98, 105.
Heeria. XIII, 58, 72; XIX, 43.
Helianthemum. V, 332; VII, 281, 290; VIII, 147.
Helianthus. I, 106; V, 136, 338, 353, 381, 383, 385, 397; VI, 275; VIII, 12, 13, 267, 487; X, 290; XI, 79, 81, 96; XIV, 359; XX, 121, 142, 151, 152, 157, 169, 179.
Helichrysum. XI, 18, 53.
Heliconia. VII, 284, 340.
Helicteres. I, 78; VI, 208.
Héliophilie. I, 316.
Heliophila. VIII, 412.
Heliomyces. IX, 343.
Helleborus. VIII, 117: X, 104; XIV, 216, 238.
Helminthia. XI, 29, 38, 78.
Helminthostachys. XVIII, 135, 164.
Helosciadium. VIII, 463.
Helwingia. I, 29, 95.
Hemerocallis. VIII, 321, 517.
Hemionites. XVIII, 200.
Hemiphlebium. XVIII, 114.
Hemitelia. VIII, 377; XVIII, 245.
Hémodoracées. VIII, 327.
Henriettea. XIII, 61, 80.
Henriettella. XIII, 65.
Hépatiques (Recherches sur le développement du sporogone des), par M. *Leclerc du Sablon*. II, 126.
Hepaticæ. X, 144.
Heracleum. XVIII, 366.
Heritiera. I, 76, 77; II, 210, 253; VI, 201; VII, 176; VIII, 176.
Hermannia. I, 78; IV, 145, 167; VI, 136, 219; VIII, 137.
Hermanniées. VI, 219, 233.
Herminiera. XIII, 363.

Herposteiron. XVI, 266, 268, 278, 280, 311, 345, 347.
Hesperidine. XV, 208.
Hesperis. VIII, 40, 411; XI, 164, 171, 173.
Heterocalyx. XIX, 32.
Heterocapsa. IV, 283.
Heterocentron. II, 223.
Heterocentrum. II, 276.
Hétérocystes. III, 331.
Heterolæna. XVII, 202, 262.
Heteromita. IV, 271, 273.
Heteroneuron. XIII, 25, 183.
Hétéropétales. VI, 195.
Hétérophrys. IV, 255, 260, 273, 277, 279, 322; VII, 110, 168.
Heterotrichum. XIII, 63.
Heuchera. XII, 7, 50, 150.
Hevea. XIV, 13, 132, 134, 135, 136, 143.
Hexacentris. I, 329; II, 259, 260, 262, 287, 295; XVII, 221.
Hexagona. IX, 389.
Heydiotidées. I, 195.
Hibbertia. II, 232, 296; VII, 282, 340; VIII, 141; X, 342.
Hibiscées. VI, 164.
Hibiscus. VI, 135, 136, 164; VII, 176; VIII, 132; XV, 117, 123.
Hiéracites. X, 56.
Hieracium. I, 15, 215, 218, 219; III, 247, 249, 252; VII, 303; X, 227; XI, 18, 35, 38; XX, 280.
Hildebrandtiella. II, 82, 91.
Hiligarna. XIX, 45.
Himanthoglossum. XIV, 239.
Hippophae. VIII, 104; X, 332; XVII, 49.
Hippocrepis. X, 351.
Hippomane. XIV, 94, 143.
Hippomanoïnées. XIV, 130.
Hippuris. II, 273; III, 96, 103, 106, 112, 118, 133, 135, 138, 147, 152, 190, 252, 254, 255, 257; VIII, 210, 459; IX, 157; XI, 311, 338.
Hirschfeldia. XI, 169, 171.
Histogenèse des péricarpes charnus, par M. *Garcin*, XII, 175.
Histoire naturelle des Agaricinées, par M. *Fayod*. IX, 181.
Hoheria. VI, 154.
Holbœllia. II, 232.
Holomitrium. XX, 2, 4, 11, 17.
Holopétales. VI, 180.
Holoptela. XVII, 111.
Homalia. XV, 76; XVII, 359; XX, 42.
Homalonema. VI, 290.
Homalothecium. XVII, 372.
Homogyne. XI, 42.
Homorganique. XIV, 4.
Hookeria. II, 82, 94; XX, 5, 9, 13, 44.
Hopea. I, 59, 65; VIII, 145.
Hordeum. XX, 93, 99, 107, 152, 157, 161.
Horminum. I, 344, 347.
Hormogonies. III, 334.
Hormothamnion. VII, 177, 259.
Hosackia. VIII, 184.
Hoteia. VI, 331; VIII, 204; XII, 7, 50, 165.
Hottonia. III, 120; IV, 187.
Houttuynia. VIII, 95, 428.
Houx. II, 354.
Hovenia. VIII, 202; XII, 163.
Hoya. I, 288; II, 213, 299; IV, 155; VI, 344; X, 380; XIV, 6, 9.
Huberia. XIII, 68.
Huile de bois. I, 63.
Huiles grasses et essentielles. XVIII, 257.
Humulus. II, 296; VI, 11, 349; VIII, 86, 271; X, 282; XI, 325.
Hura. X, 343; XIV, 90.
Hutchinsia. XI, 136.
Hyacinthus. XVIII, 337.
Hyalis. I, 12.
Hydrangea. X, 362; XII, 91, 142, 157, 158, 161, 162.
Hydrastis. XIX, 20.
Hydrilla. I, 172.
Hydrocharideæ. X, 146.
Hydrocharidées. VIII, 334, 520.
Hydrocharis. III, 122, 149; VII, 60; VIII, 11, 334, 336, 340.
Hydrocleis. I, 171; III, 279, 285; VI, 305; VIII, 512; XI, 319; XVII, 297, 299, 314.
Hydrocoleum. XV, 232, 279, 280, 286; XVI, 94.
Hydrocoryne. V, 128.
Hydrocotyle. I, 24, 35; III, 243; VIII, 462.
Hydrocybe. IX, 372.
Hydrodictyeæ. VII, 165.
Hydrodictyon. VII, 165.
Hydromyxacées. IV, 245, 274.
Hydrophyllées. I, 297, 355; VIII, 239, 469.
Hydrophyllum. I, 297.

Hydroptérides. VIII, 390.
Hydroptéridées. VIII, 542.
Hygrocybe. IX, 191, 226, 228, 245, 251, 262, 307.
Hygrophore. IX, 262.
Hygrophorus. II, 52; III, 90; IX, 202, 306.
Hylocomium. XV, 93; XVII, 390.
Hymenæa. X, 350.
Hymenogramme. IX, 334.
Hymenomycètes (Noyaux). III, 75.
Hymenophyllum. III, 313; VIII, 375, 380, 530, 536; XVIII, 196.
Hymenosporum. I, 33, 34.
Hymenostomum. II, 82, 84.
Hyophorbe. IV, 143; VIII, 307.
Hyoseridées. XI, 37.
Hyoseris. XI, 26.
Hyoscyamus. I, 300; X, 376; XI, 252, 269, 273; XVIII, 90.
Hypecoum. VII, 306.
Hypéricacées. I, 47; VI, 281; VIII, 140; X, 343; XI, 331.
Hypéricinées. XVIII, 77.
Hypericum. I, 47, 48, 248; V, 330; VI, 251, 253, 283, 285; VII, 340; VIII, 140; X, 344; XI, 331; XV, 167, 173; XVIII, 77; XX, 237.
Hypholoma. IX, 200, 258, 377.
Hypnaceæ. XV, 84, 89.
Hypnodendron. XX, 55.
Hypnum. XV, 91; XVII, 387; XX, 4, 5, 9, 54.
Hypochæris. XI, 27, 83.
Hypochlorite de soude, III, 173.
Hypoderris. XVIII, 236.
Hypolepis. III, 313; XVIII, 238.
Hypomyces. II, 31, 32, 52; II, 49.
Hypopterygium. XVII, 391; XX, 7, 8, 58.

I

Iberis. VIII, 35, 39, 40, 41; XI, 136, 145, 169.
If. II, 355.
Ilex. III, 17, 32; VIII, 201; X, 233; XII, 199; XIII, 343.
Ilicineæ. X, 150.
Ilicinées. VIII, 201.
Illécébrées. VIII, 65, 420.
Illicium. VI, 343.
Imanthophyllum. VIII, 517.
Impatiens. II, 235; IV, 155; V, 149; VII, 308; VIII, 11, 157, 445; IX, 157; X, 214, 237, 241, 249, 259, 278, 284.
Incarvillea. VIII, 252.
Indigofera. X, 350.
Inflorescence des Plombaginées. IV, 64.
Influence de la lumière sur la forme et la structure des feuilles, par M. *Dufour*, V, 311.
Influence de la lumière sur le développement du liège. X, 392.
Influence du milieu. XIII, 115.
Influence du milieu sur la structure des racines, par M. *Costantin*, I, 125.
Inga. X, 350.
Inglandeæ. X, 157.
Inocybe. IX, 224, 230, 258, 361.
Inocybeæ. IX, 396.
Inocybés. IX, 361.
Inoloma. IX, 230.
Intérêt physiologique des plantes grasses. XVI, 3.
Inula. I, 11; XI, 96; XVIII, 101.
Inuline. XV, 206.
Inuline du capitule des Composées, XI, 95.
Involucre des Composés, XI, 17.
Involucres. XI, 71.
Iochroma. X, 376.
Ipomæa. II, 273; VIII, 241; XI, 217, 220, 241, 242, 259; XV, 160; XVIII, 315.
Iresine. II, 246.
Irideæ. X, 146.
Iridées. VIII, 324, 518; X, 104, 107.
Iridinées. VIII, 321, 517.
Iridium. VII, 96.
Iris. I, 100, 104, 110, 120; IV, 139, 142, 186; VII, 65; VIII, 325; XIII, 117; XIV, 215; XVIII, 373.
Irvingia, I, 93.
Isactis. III, 339; IV, 343.
Isatides. X, 87.
Isatis. VIII, 40; XI, 169.
Isnardia. VIII, 457.
Isocysteæ. VII, 261.
Isocystis. VII, 261.
Isoetaceæ. X, 145.
Isoetes. III, 315; VII, 29; III, 401, 553, 558; XIV, 268.
Isoetées. VIII, 558.
Isoetopteris. VII, 28.
Isomeris. V, 136; VIII, 49.

Isopogon. XVII, 37.
Isoptera. VIII, 145.
Isopterygium. II, 82, 96; XVII, 386.
Isopyrum. VIII, 117.
Isostichie. V, 133; VIII, 21.
Isothecium. XVII, 371; XX, 5, 10.
Isthmoplea. XIX, 110.
Itea. XII, 116, 121, 128.
Ixerba. XII, 110.
Ixiosporum. I, 33, 34.
Ixora. I, 194, 199, 201, 205; X, 383.
Ixorées. I, 194, 196.

J

Jaborosa. I, 300, 302.
Jacaranda. X, 381.
Jacobinia. I, 326.
Jacquinia. I, 245, 248, 252.
Jægeria. II, 91.
Jægerina. II, 52.
Jambosa. X, 368.
Jamesia. XII, 87.
Jamesonia. XVIII, 201, 204.
Jalapa. IV, 3.
Japon (Flore bryologique), XVII, 327.
Jasione. VIII, 256; X, 102.
Jasonia. XI, 53.
Jasminum. I, 277; IV, 152, 153; V, 388; VII, 305; XII, 188, 191, 194, 354; XVIII, 325.
Jatropha. X, 343; XIV, 91, 132, 134, 135, 136, 143.
Johannesia. XIV, 134.
Joncées. VIII, 308, 510; X, 107; XI, 318.
Joncinées. VIII, 303, 509.
Juglandées. VIII, 109; X, 330; XVIII, 72, 156.
Juglans. VIII, 109; X, 200, 217, 222, 240, 263, 332; XVII, 159; XIX, 31.
Juncus. VI, 43, 128; VIII, 309, 511.
Jungermannia. II, 156.
Jungermannites. VII, 9.
Juniperus. VI, 322; VIII, 346; X, 154; XI, 283, 304; XX, 311.
Juliania. XIX, 50, 172, 183, 197.
Jussiæa. VIII, 457; XI, 337; XV, 170.
Justicia. I, 326; II, 289; XV, 153; XVIII, 96.

K

Kadsura. II, 232, 296; X, 334.
Kalmia. I, 227, 240.
Kaulfussia. XVIII, 163, 206.
Kayea. I, 46.
Kelleria. XVII, 197, 208, 223, 227, 233, 239, 263, 271.
Kendrickia. XIII, 67.
Kentrophyllum. XI, 76, 96.
Kerandrenia. VI, 223.
Keteleeria. XIX, 236.
Khaya. VIII, 163.
Kibessia. XIII, 24, 51, 61; XV, 375, 377.
Kidia. VI, 160.
Kielmeyera. I, 43, 95; X, 339.
Kiggeleria. X, 343.
Killingia. VIII, 286.
Kitaibelia. VI, 155; VIII, 133; XV, 124.
Kleinhovia. VI, 208.
Kleinia. I, 9, 219; VII, 320.
Knautia. I, 207, 208; VIII, 266; X, 102, 386; XX, 268.
Knightia. XVII, 26, 34.
Kochia. VIII, 71.
Kœlreuteria. X, 348.
Kopsia. I, 280.

L

Labiées. I, 344, 356; VIII, 250, 475; X, 105; XI, 344; XVIII, 368.
Laccaria. IX, 226, 268, 345.
Lachnæa. XVII, 200, 202, 228, 230, 262.
Lachnolepis. XVII, 217, 235, 263, 268.
Lacrymaria. IX, 301.
Lactario-Russulés. IX, 319.
Lactario-Russuleæ. IX, 394.
Lactarius. II, 38, 39; IX, 191, 213, 224, 238, 249, 268, 275, 321.
Lactuca. I, 15; V, 135; XI, 30, 38, 39; XVIII, 102.
Lactucées. XI, 38.
Lælia. XVIII, 344, 345, 352.
Lagenaria. II, 268; V, 15; VIII, 259, 479; X, 234, 238, 241, 263; XVIII, 99.
Lagetta. XVII, 85, 197, 213.
Lagunea. VI, 165.
Laguncularia. XVII, 276.

Lagurus. VI, 41.
Laminaria. XV, 2, 20, 24, 39; XIX, 88.
Laminariacées. XV, 1.
Lamium. III, 164, 243; V, 136; VIII, 476.
Lampsana. V, 135; VI, 276; XI, 17, 27, 37, 79.
Lampyris. IX, 231.
Laplacea. X, 337.
Laportea. XVII, 113.
Lappa. I, 19; VI, 275, 276; X, 215, 238, 241, 279; XI, 69; XVIII, 102.
Lardizabala. VIII, 125.
Lardizabalées. VIII, 125.
Larix. I, 62, 94; XI, 297; XIX, 174, 182, 198, 213; XX, 310.
Lasia. XV, 72; XVII, 357.
Lasiadenia. XVII, 197, 232, 263.
Lasiandra. II, 223.
Lasiolepis. I, 93.
Lasiopétalées. VI, 221, 235.
Lasiopetalum. I, 78; VI, 136, 221.
Lasiosiphon. XVII, 200, 202, 227, 229, 231, 263, 265.
Lastræa. VIII, 534; XVIII, 136, 141, 204.
Latex. XIV, 1.
Lathræa. XI, 310.
Lathyrus. I, 105, 146, 174, 175; II, 208, 222; V, 25, 352; VI, 46; VIII, 183; X, 351; XV, 130, 141; XVIII, 80.
Laticifères (Rôle), VI, 306.
Laticifères du liber. X, 224.
Laticifères des asclépiadées. XIV, 98.
Laticifères des formations secondaires. XIV, 127.
Lauracées. VIII, 126; XI, 330.
Laureola. XVII, 223.
Laurineæ. X, 147.
Laurinées. X, 334.
Laurocerasus. VIII, 192; XII, 201.
Laurophyllus. XIX, 39.
Laurus. VIII, 126; X, 335; XI, 330.
Lavandula. I, 345, 346; XVIII, 371.
Lavatera. VI, 135, 148; VII, 176; VIII, 133; XVIII, 76.
Lavauxia. VIII, 208.
Lavoisiera. XIII, 74.
Laxopterygium. XIX, 44.
Leandra. XIII, 63.
Lecanocarpus. II, 245.
Lecanora. IX, 20.
Ledothamnus. I, 229.
Ledum. I, 227.
Légumineuses. II, 251; V, 25, 228; VIII, 173, 446; X, 349; XI, 333.
Léguminoseæ. X, 151.
Leguminosites. X, 127, 161.
Leitneria. X, 222.
Lemna. VII, 179; VIII, 11, 501; IX, 157; XVI, 272.
Lemnacées. VIII, 501.
Lentago. I, 187.
Lentinellus. IX, 336.
Lentinés. IX, 335.
Lentinus. IX, 193, 193, 217, 236, 249, 256, 274, 335.
Lentispora. IX, 379.
Lenzea. XI, 68.
Lenzites. IX, 192, 227, 241, 249, 274.
Lenzitineæ. IX, 395.
Lenzitinés. IX, 333.
Leontodon. VII, 305; XI, 18, 28, 37, 39; XX, 278.
Leontopodium. XI, 53.
Leonurus, XV, 167.
Leotia. II, 49, 50.
Lepidium. VIII, 35, 36, 37, 38, 40, 43; XI, 137, 143, 157, 171; XX, 152.
Lepidocarpos. XVII, 35.
Lepilœna. XIII, 262.
Lepionurus. XVII, 254.
Lepiota. IX, 195, 217, 229, 230, 267, 269, 350.
Lepiotés. IX, 349.
Lepioteæ. IX, 396.
Lepista, IX, 345.
Leptadenia. IV, 99.
Leptobryum. XVII, 340.
Leptochæte. III, 339, 341.
Leptodermis. X, 384, 385; XIII, 342.
Leptodon. VII, 13.
Leptoglossum. IX, 304.
Leptogramme. XVIII, 240.
Leptohymenium. II, 82, 95; XV, 84.
Leptomeria. X, 153, 156.
Leptomeria. XVII, 167; XIX, 109.
Leptonia. II, 52; IX, 265, 266, 383.
Leptonychia. VI, 214.
Leptosiphon. VIII, 240.
Leptostomum. XX, 2.
Leptostromum. XX, 4, 31.
Leptotrichaceæ. XV, 54.
Leptotus. IX, 304.
Leria. I, 11.

Les Algues marines du Groenland, par M. *Rosenvinge*, XIX, 53.
Leskea. XVII, 365; XX, 4.
Leskeacea. XV, 77.
Lespedeza. VIII, 178; XV, 133.
Lessonia. XV, 44, 45.
Leucadendron. X, 331; XVII, 33, 35.
Leucauthemum. XX, 271, 330, 337, 341, 348.
Leucine. XV, 215, 227.
Leucine (Transformations). XV, 228.
Leucites. VI, 77.
Leucobryum. XVII, 334; XX, 7, 19.
Leucodon. XVII, 360; XX, 13, 33.
Leucodontaceæ. XV, 72.
Leucoium. XIV, 203.
Leucoleucites. VII, 270.
Leucoloma. II, 82, 84.
Leucomium. II, 82, 97; XX, 13, 53.
Leucophanes, II, 82, 87; XX, 8, 10, 12, 13, 19.
Leucosmia. XVII, 212, 234.
Leucospermum. X, 331.
Leucostegia. XVIII, 237.
Leucothœ. I, 227, 231, 235.
Leycesteria. I, 186, 189; XII, 185; XII, 190, 336.
Liber (Cryptogames vasculaires). XVIII, 136.
Liber des Angiospermes par M. *Lecomte*. X, 193.
Liber des feuilles. X, 243.
Liber dur. X, 208.
Liber interne. XI, 193; XVIII, 56.
Liber mou. X, 208.
Liber primaire. X, 207.
Liber secondaire. VI, 226.
Libocédrées. VII, 40.
Libocedrus. XI, 303.
Libonia. I, 329.
Licania. X, 354.
Lichens (Synthèse), par M. *Bonnier*. IX, 1.
Liège. VI, 235.
Liège (Pétiole). VI, 343.
Lierre. II, 353.
Ligularia. XI, 46.
Ligule. VI, 14.
Ligule des Graminées. VI, 19.
Liguliflores (réseaux laticifères), I, 13.
Ligustrum. I, 269; V, 383, 387, 395; XI, 342; XII, 191, 194, 356.
Lilas. II, 355.
Lijdenia, XIII, 24.
Liliacées. VIII, 318, 516; X, 107; XI, 321.
Lilinées. VIII, 311, 511.
Lilium. V, 379; VIII, 319; XIV, 165, 173, 177, 181, 203, 238, 243, 254, 268; XVIII, 332.
Limaria. XI, 169.
Limbe. VI, 232; X, 106.
Limæa. I, 189.
Limnanthées. VIII, 158, 446.
Limnanthemum. VIII, 12, 244.
Limnanthes. VIII, 158.
Limnocharis. III, 122, 127, 132, 149; XVII, 297, 316.
Limodorum. IV, 224.
Limoniastrum. IV, 8, 42, 64, 68, 97, 118; V, 155.
Limonium. IV, 3.
Lin. XVIII, 282.
Linacées. X, 346.
Linaria. I, 304; V, 136, 141, 232; VII, 290, 361; VIII, 248.
Linconia. XII, 148.
Lindheimera. I, 211, 214.
Lindsaya. XVIII, 160, 204, 237.
Linées. VIII, 159, 446.
Linodendron. XVII, 197, 228, 232, 264.
Linostoma. XIII, 364; XVII, 197, 202, 210, 222, 227, 229, 230, 268, 270.
Linosyris. XI, 43.
Linum, VIII, 159; XX, 125, 152, 157, 163, 172.
Liorhizes. VIII, 130.
Liparis. IV, 231; XIV, 220.
Lipochrome. VII, 266.
Lippia. I, 337.
Liquidambar. I, 89; XII, 135, 156.
Liquidambarées. I, 80; VIII, 205.
Liriodendron. VII, 283, 340, 341.
Listera. IV, 224; XIV, 216, 252, 268.
Lithobium. XIII, 59, 74, 374; XV, 374.
Lithoderma. XIX, 123.
Lithospermum. X, 105.
Lithothamnion. XVI, 328; XIX, 55.
Lithræa. XIX, 39.
Littorella. III, 103, 137; VIII, 477; XI, 345.
Llavea. XVIII, 204.
Loasa. VIII, 216.
Loasées. VIII, 215.
Lobelia. VIII, 478.
Lobéliées. VIII, 257, 478

Localisation de l'émulsine. VI, 118.
Locellina. IX, 286, 366, 375.
Lœlia. IV, 221; VIII, 10.
Logania. VIII, 245.
Loganiacées. I, 291, 351; X, 377.
Loganiées. VIII, 244.
Logfia. XI, 53.
Lolium. VII, 66; IX, 157; XIII, 98.
Lomaria. VIII, 374; XVIII, 114, 159, 219, 230.
Lomariopteris. XVIII, 239.
Lomatia. XVII, 21, 23, 33.
Lomatites. X, 153, 156.
Lonicera. I, 185, 186; II, 299, 301, 304; VI, 72; VII, 281, 288, 321, 327, 359; VIII, 264; X, 239, 386; XII, 190, 194, 338, 341; XIII, 317, 342; XV, 98, 182; XVIII, 343.
Lopezia. VIII, 207; X, 366.
Lophira. I, 65, 67, 95; X, 342.
Lophospermum. VI, 349.
Lophostoma. XVII, 197, 211, 222, 229, 230, 263, 268.
Loranthacées. XI, 329.
Loranthus. II, 181, 182, 183; XI, 310.
Loreya. XIII, 25, 61, 80.
Loroglossum. IV, 225.
Lotus. III, 225, 261; VI, 45; VII, 291, 305, 363; VIII, 174, 447; X, 352; XV, 133, 134; XX, 240, 323, 348.
Loxoscaphe. XVIII, 237.
Loxostylis. XIX, 39.
Loxsoma. XVIII, 123.
Luculia. I, 199, 202.
Lucuma. X, 375.
Lucuna. I, 255.
Luffa. V, 15; XI, 251.
Luhea. VI, 135, 191; VII, 176.
Lumière. XVI, 32.
Lumière (Influence sur la forme et la structure des feuilles), par M. *Dufour*. V, 311.
Lumnitzera. XVII, 276.
Lupin. V, 262; IX, 157; XVIII, 283.
Lupinus. V, 136, 197, 345; VIII, 174, 182; XI, 333; XIII, 9; XV, 215, 223, 229, 231; XX, 72, 95, 102, 105, 113, 144, 152, 189.
Luthea. VI, 331.
Luzula. VIII, 511; XI, 318.
Lychnis. I, 99, 105; V, 135; VIII, 60, 416; X, 105, 109; XI, 332.
Lycios, XII, 194.
Lycium. II, 272; VII, 301, 323; X, 376, 377; XII, 188, 194, 358; XV, 105, 129.
Lycoperdon. IX, 217.
Lycopersicum. VII, 301, 336, 340; VIII, 236; XII, 177, 188, 194, 365; XVIII, 84, 308.
Lycopodiacées. II, 21.
Lycopodinées. VIII, 396, 552.
Lycopodium. III, 281, 315; VIII, 10, 400, 553.
Lycoseris. I, 12.
Lyellia. XV, 68.
Lygia. XVII, 198, 262.
Lygodium. III, 313; VII, 2, 23; VIII, 375, 530, 537; X, 154.
Lyngbeæ. XV, 290; XVI, 91.
Lyngbia. IV, 292.
Lyngbya. III, 324; XV, 280, 283; XVI, 92, 118.
Lyngbyées (Clé des genres). XVI, 95.
Lyonia. I, 228, 235.
Lyophyllum. IX, 386.
Lysimachia. I, 247, 249; III, 101, 148, 152, 166; VIII, 10, 12, 230, 464; XI, 340.
Lythracées. VIII, 206, 454; XI, 232, 336.
Lythrum. III, 136; XI, 193, 232, 336; XVII, 222.

M

Maba. I, 263, 266.
Macadamia. XVII, 25, 34.
Macairea. XIII, 72.
Macleania. I, 240, 242.
Maclura. X, 329; XIV, 11; XV, 116; XVII, 119.
Macrostegia. XVII, 202.
Mackaya. I, 327.
Macrocystis. XV, 1, 42.
Macromitrium. XV, 57; XX, 2, 4, 5, 6, 7, 8, 25.
Macropiper. X, 284.
Macroplacis. XIII, 24.
Macropteranthes. XVII, 276.
Macrostegia. XVII, 262.
Macrozamia. VIII, 358; XIX, 177.
Madia. V, 136.
Magnolia. VI, 43, 6[illegible], 344; VII, 289,

338; VIII, 120; X, 1, 86, 234; XIII, 343.
Magnoliaceæ. VIII, 120; X, 150, 333.
Mahernia. I, 78; VI, 136, 219.
Mahonia. I, 101, 114; VII, 305; XII, 184, 188, 194, 231.
Mahurea. I, 44, 95; X, 341.
Maïs. IX, 157; XVIII, 23, 289, 313.
Majanthemum. VIII, 516.
Malachra. VI, 163.
Malcolmia. VIII, 38, 40; XI, 137, 162.
Male (Organe). XIV, 170.
Malva. I, 104, 105; VI, 138; VII, 176; VIII, 133; XV, 125, 129.
Malvaviscus. VI, 162.
Malvacées. VI, 129; VII, 176; VIII, 132, 438; X, 335; XV, 123; XVIII, 76.
Malvées. VI, 227, 231, 232, 234.
Malvées (Classification). VI, 138, 237.
Malope. VI, 156; VIII, 133.
Malpighiacées. VIII, 171.
Malus. VI, 336; X, 354; XII, 184, 188, 189, 274.
Mamillaria, XVI, 52.
Mammea. I, 38, 39, 40, 41, 46, 47, 50, 55; VI, 288, 321, 322; XVII, 240.
Manettia. I, 192, 197, 198.
Manghas. I, 280; X, 378.
Mangifera. XIX, 8, 10, 13, 34, 47.
Manihot. XIV, 13, 132.
Marasmieæ. IX, 395.
Marasmiés. IX, 340.
Marasmius. IX, 192, 198, 210, 236, 274, 340.
Marattia. VII, 2, 25; VIII, 384; XV, 207, 241; XVIII, 126, 137, 163, 221.
Marattiacées. XVIII, 240.
Marattinées. VIII, 384.
Marchantia, II, 127.
Marcetia. XIII, 72, 79.
Marcgravia. VIII, 139.
Margyricarpus. VII, 197.
Marianthus. I, 34.
Marila. I, 44, 46, 95; X, 339.
Marlea. XV, 144, 149, 187.
Marron d'Inde. XVIII, 303.
Marronnier. II, 355.
Marsdenia. I, 288; X, 380; XVIII, 59. 92.
Marsilia. III, 102, 122, 151, 315; V, 346, 397; VIII, 390; XI, 3; XIII, 118; XVIII, 115, 120, 136, 140.
Martynia. VIII, 251.
Marumia. XIII, 65.
Masdevallia. IV, 221.
Mastichotricheæ. III, 345.
Mastigocoleus. V, 51, 54.
Mastixia. I, 27, 73, 95; X, 372.
Matières albuminoides des Céréales. XVIII, 314.
Matière colorante rouge (à la lumière). V, 405.
Matonia. XVIII, 236, 245.
Matricaria. VII, 303, 305; XI, 48.
Matthiola. VIII, 39, 40; XI, 146.
Maturation des graines. III, 5.
Maurandia. I, 306.
Mauria. XIX, 38, 4.
Maxillaria. IV, 221; VII, 280; XVIII, 345.
Mayotte (Florule bryologique de), par M. *Bescherelle*. II, 82.
Mécanisme de l'enroulement des vrilles. V, 32.
Mécanisme des échanges gazeux chez les plantes aquatiques submergées, par M. *Devaux*. IX, 35.
Mécanisme du transport de la sève dans le liber. X, 303.
Medicago. I, 146, 174; III, 101, 131; VII. 305; VIII, 182; X, 220, 351; XVIII, 80; XX, 172.
Medinilla. II, 278; VIII, 214; X, 367; XIII, 58, 65, 66.
Medinillopsis. XV, 372.
Melaleuca. IV, 137, 150, 167; VI, 264; VIII, 215; IX, 301, 348; X, 345, 367, 369; XI, 196, 261.
Melampyrum. I, 305; VI, 92.
Melandrium. VIII, 59, 60, 416.
Melanochyla. XIX, 24, 45.
Melanorrhæa. XIX, 9, 33, 47.
Melastoma. I, 128; II, 223, 278; VIII, 213; X, 367; XIII, 59, 71.
Melastomacées. II, 223, 276; VIII, 213; X, 366; XIII, 374.
Melastomées (Classification), XV, 379.
Melhania. I, 77, 78; VI, 206.
Melia. VIII, 164.
Méliacées. VIII, 163.
Melianthus. VI, 52; VIII, 168.
Melica. VI, 41, 42.
Melientha. XVII, 254, 257.
Melilotus. XV, 137.

Melindres. I, 339.
Melissa. I, 344.
Melobesia. XVI, 328.
Melochia. I, 78 ; VI, 220.
Melodinus. I, 200.
Membrane externe de l'épiderme. VI, 342.
Membres endogènes. VIII, 1.
Memecylon. XIII, 23. 24, 27, 61, 81 ; XV, 377 ; XVII, 85, 221.
Mémécylées. XIII, 23, 374.
Mémoire (Second sur les canaux sécréteurs des plantes), par M. *Van Tieghem*. I, 15.
Meniscum. XVIII, 240.
Menispermées. II, 226 ; VIII, 123, 434 ; XVIII, 75.
Menispermum. II, 227, 231, 296, 303 ; VIII, 123, 434 ; XV, 100. 165, 173.
Mentha. III, 215, 243, 249, 252, 257 ; VIII, 476 ; XI, 344 ; XVIII, 371 ; XX, 189.
Mentzelia. VIII, 215.
Menyanthes. II, 273, 301 ; III, 252 ; VIII, 243, 471 ; X, 239, 240, 288 ; XVIII, 92.
Menziesia. I, 227, 229.
Mercurialis. III, 220, 243, 246 ; VIII, 439 ; XV, 167 ; XVIII, 78 ; XX, 189.
Meriania. XIII, 58, 68.
Méristème vasculaire. XVIII, 65.
Mertensia. XVIII, 125, 174, 179, 191, 204.
Merulius. IX, 195.
Meryta. I, 29.
Mesembrianthemum. VIII, 421.
Mesophylle. V, 384.
Mesophylle homogène (Ovaire). XII, 187.
Mésophylle hétérogène (Ovaire). XII, 188.
Mésophylle de l'ovaire. XII, 187.
Mespilus, VI, 335 ; VIII, 196 ; X, 354 ; XII, 184, 189, 199, 281.
Mesembryanthemum. II, 296 ; VII, 290, 361 ; VIII, 68 ; XV, 207.
Mesembrianthémées. XVI, 15, 18.
Mesua. I, 40, 46 ; X, 339.
Metaxylème. XVIIII. 141.
Meteorium. XV, 75 ; XVII, 361 ; XX, 13, 37.
Méthode des anesthésiques. III, 14.
Méthode de la baryte. III, 21.
Méthodes d'observation de la Fécondation, XIV, 166.
Méthode. XIV, 303.
Metopium. XIX, 44.
Mezereum. XVII, 223, 262.
Miconia. XIII, 58, 63.
Micranda. XIV, 136.
Microcachrys. XIX, 207.
Microchæte. V, 83.
Microclinium. XVII, 200.
Microcoleus. XV, 280, 286, 350 ; XVI, 94.
Microconidies. IX, 273.
Microdus. II, 82, 84.
Microlepia. III, 313 ; VIII, 373, 537 ; XVIII, 204, 237, 245.
Microlepis. XIII, 72.
Microlicia. XIII, 74, 79.
Microlonchus. XI, 65.
Micromeria. I, 346.
Micronychia. XIX, 49.
Microplyne. XIV, 20.
Micropus. XI, 54.
Microsemma. XVII, 186, 236, 257, 258, 261, 267.
Microstemon. XIX, 10, 44.
Microthamnium. XX, 13, 51.
Microzète, XIV, 23.
Milieu (Influence qu'exerce le milieu) sur la structure des racines, par M. *Costantin*. I, 135.
Milieu gazeux. XVI, 36.
Millepertuis. I, 48.
Mimosa. VIII, 177, 186 ; X, 1, 122.
Mimulus. III, 187, 243, 249, 252, 257 ; IV, 139, 154.
Mimusops, I, 258.
Minutularia. IV, 272, 283 ; VII, 111.
Mirabilis. II, 210, 247 ; V, 367, 402 ; VIII, 101 ; XVI, 81.
Mitella. XII, 7, 50.
Mniaceæ. XV, 67.
Mniadelphus. XX, 9.
Mniodendron. XX, 55.
Mnium. XV, 67 ; XVII, 343 ; XX, 8.
Mœsa. I, 57, 241, 248.
Molinia. XX, 308.
Mollia. VI, 192.
Molospermum. XVIII, 365.
Momisia. XVII, 66, 110.
Momordica. VII, 315, 358 ; XII, 185, 191, 212, 314 ; XVII, 251.

Monadinées zoosporées. IV, 266.
Monadopsis. IV, 245, 247; VII, 110.
Monas. IV, 245, 271; VII, 108, 168.
Monilia. II, 38.49.
Monimiacées. VIII, 121; XX, 334.
Monochætum. XIII, 59.
Monocosmia. VIII, 64.
Monocotylédones. XVIII, 66.
Monocotylédones aquatiques (feuilles). XIII, 103.
Monogramme. XVIII, 125, 159, 206, 208.
Monographie des Oscillariées, par M. *Gomont*. XV, 263.
Monolema. XIII, 59, 374; XV, 372.
Monoporandra. I, 74.
Monostélique. III, 276.
Monostroma. VII, 157; XIX, 145.
Monotropa. XIV, 192.
Monstera. I, 141, 155, 165, 169; VIII, 506; X, 212, 214; XIII, 116; XIV, 9, 141.
Montagnites. IX, 390.
Montia. III, 215, 243, 246, 249, 252, 255, 258; VIII, 418.
Montrouziera. I, 41.
Moquilea. X, 354.
Moræa. VIII, 324.
Moreæ. X, 147.
Morées. VIII, 81.
Moricandia. XI, 137.
Mormodes. XVIII, 345, 346.
Morus. VIII, 81, 82; X, 222, 329; XIV, 13, 115, 127; XVII, 116.
Mougeotia. IV, 297; XVI, 279.
Mourera. III, 99.
Mouriria. XIII, 23, 44, 61, 81; XV, 377; XVII, 85, 220.
Mousses récoltées par l'abbé Delavay, XV, 47.
Moussonia. I, 312.
Mucidula, IX, 301, 314.
Mucilage (Cellules à) des graines de Crucifères, XI, 125.
Muhlembeckia. II, 296; XVII, 96.
Mulgedium. XI, 31, 38.
Muntingia. VI, 186.
Musa. IV, 159; VII, 61; VIII, 330; XII, 190.
Musacées. VIII, 330.
Muscari. XIV, 212, 239, 260.
Musci. X, 144.
Musci Yunnanenses récoltées par M. l'abbé Delavay, par M. *Bescherelle*. XV, 47.
Musophyllum. VII, 67.
Mussœndées. I, 196.
Mutisia. I, 12.
Myagrum. VII, 305 XI, 169.
Mycelis. XI, 39.
Mycena. IX, 192, 199, 200, 202, 210, 215, 232, 262, 268, 275, 276, 311.
Myceneæ. IX, 227, 228, 309, 394.
Mycénés. IX, 310.
Mycoideæ. XIX, 134.
Mycoidea. XVI, 301.
Myélodesmes. XIII, 76.
Myoporées. I, 55; VI, 256; VIII, 254.
Myoporum. I, 55; VI, 257; VIII, 254.
Myosotis, V, 135; VIII, 239, 468; XI, 341; XVIII, 91.
Myosurandra. XII, 144, 157.
Myriaspora. XIII. 62, 80.
Myrica. VIII, 96; X, 3; XVII, 44.
Myricaceæ. X, 146.
Myricacées. XVII, 44.
Myricaria. V, 174.
Myricées. VIII, 96.
Myriocladia. XIX, 95.
Myrionemaceæ. XIX, 122.
Myriophyllum. II, 273; III, 98, 120, 122, 252, 254, 255, 257; IV, 187; VIII, 460; IX, 155.
Myristica. XVII, 93.
Myristicacées. XVII, 93.
Myrmidone, XIII, 63.
Myroxylon. X, 349.
Myrrhis. I, 25; XVIII, 364.
Myrsine. I, 57, 246, 247, 249; VI, 273; VIII, 232; X, 63.
Myrsinées. I, 55, 57, 245, 353; VI, 272; VIII, 231.
Myrsineæ. X, 148.
Myrsinites. X, 66.
Myrtacées. I, 55, 58; VI, 258; VIII, 214; X, 151, 367; XI, 231, 260, 340; XVIII, 82.
Myrtus. VI, 251, 252, 260, 263, 283; VIII, 214; X, 109, 368; XVIII, 82.
Myuroclada, XVII, 379.
Myxacium. IX, 374.
Myxocybe. IX, 361.
Myxoderma. IX, 301.
Myxophyceæ. XIX, 162.
Myzodendron. XVII. 169.

N

Naiadacées. VIII, 287, 503; XI, 316.
Naiadeæ. X, 146.
Najas. I, 171; XIV, 268.
Napæa. VI, 149.
Narcissus. VII, 289, 333, 339, 341, 354; XVIII, 337.
Narthecium. XIII, 117.
Nassauvia. I, 12.
Nasturtium. III, 101, 130, 237, 265; V, 139; VIII, 12, 24, 25, 35, 40, 44, 412; XI, 143.
Nature du tissu sécréteur. VI, 316.
Nature morphologique de l'appareil laticifère. XIV, 138.
Nauclées. I, 193.
Naucoria. IX, 210, 260, 357.
Naucorieæ. IX, 396.
Naucoriés. IX, 357.
Naudinia. XIII, 24.
Navet. XIV, 360.
Neckera. II, 82, 92, 93, 94; XV, 75; XVII, 358; XX, 4, 5, 9, 11, 13, 40.
Neckeraceæ. XV, 73.
Nelombées. VIII, 131, 437.
Nelumbo. VIII, 131.
Nelsoniées. I, 331.
Nematanthus. I, 313; VIII, 251.
Nematogenæ. III, 323.
Nematoloma. IX, 251, 274, 369.
Nematolomés. IX, 369, 397.
Nemophila. I, 297; VIII, 239, 469.
Neottia. VII, 327.
Neottopteris. XVIII, 38.
Nepenthes. VIII, 153; XVIII, 43.
Népenthées. VIII, 153.
Nephrocytium. VII, 158, 159, 165.
Nephrodium. IV, 139; XI, 6; XVIII, 229, 238.
Nephrolepis. III, 314; VIII, 530, 541; XVIII, 160, 219.
Nepsera. XIII, 59, 72.
Nereocystis. XV, 43.
Nerium. I, 279, 281, 287; II, 272; IV, 155, 182, 189; VI, 342; X, 1, 59, 378; XI, 255; XIV, 9, 13.
Nerophila. XIII, 79.
Neslia. XI, 169.
Neviusia. VI, 331; VIII, 194; X, 355.
Nevrophyllum. IX, 303.
Nicandra. I, 299; VIII, 237; X, 376; XI, 255; XVIII, 85.
Nicotiana. I, 120, 299; II, 271, 323; III, 40; IV, 142; VI, 342; XI, 254, 272; XVIII, 89.
Nierembergia. I, 302; X, 376.
Nigella. I, 107, 121; V, 136; VIII, 117; X, 103.
Nimesia. VII, 303.
Nitella. IV, 289, 296, 308.
Nitrate de potassium. XV, 248.
Nodularia. III, 335; VII, 177, 243.
Nœuds et entre-nœuds de la tige (Familles étudiées). XIII, p. 318; résumé, p. 324.
Nœuds des tiges souterraines. XIII, 331.
Nœuds cotylédonaires. XIII, 335.
Nœuds portant des axes floraux. XIII, 335.
Nœuds portant des rameaux feuillés. XIII, 337.
Nœuds des tiges de plus d'un an. XIII, 342.
Nœuds de la tige des Dicotylédones. XIII, 374.
Noix. XVIII, 303.
Nolana. VIII, 242; XI, 214.
Nolanea. IX, 191, 265, 266, 383.
Nolanées. VIII, 242; XI, 214, 240.
Nombre des globules polaires. XIV, 219.
Nombre des segments chromatiques dans les noyaux sexuels. XIV, 238.
Nostoc. III, 324; VII, 177, 189, 183.
Nostocacées hétérocystées, par MM. *Bornet et Flahault*. III, 323; VII, 177, 180.
Nostochopsis. V, 80.
Notes sur quelques champignons parasites nouveaux ou peu connus, par M. *Fayod*. II, 28.
Nothopegia. XIX, 42, 45.
Notobasis. XI, 64, 77.
Nouveaux documents pour la flore bryologique du Japon, par M. *Bescherelle*. XVII, 327.
Nouvelles études sur la fécondation, par M. *Guignard*. XIV, 163.
Nouvelles observations sur les cellules à mucilage des graines de Crucifères, par M. *D'Arbaumont*. XI, 125.

NOUVELLES RECHERCHES sur la circulation du *Saccharomyces apiculatus* dans la nature, par M. *Hansen*. XI, 185.

NOUVELLES RECHERCHES sur l'origine des grains d'amidon et des grains de chlorophylle, par M. *Belzung*. XIII, 5.

NOYAUX (Constitution). Hypothèse de l'individualité des chromosomes. XIV, 253.

NOYAU GÉNÉRATEUR mâle. XIV, 176.

NOYAU MALE. XIV, 241.

NOYAUX SEXUELS chez les animaux. XIV, 217.

NOYAUX SEXUELS. XIV, 258.

NOYAUX des Hyménomycètes, par M. *Rosenvinge*. III, 75.

NOYER. XVIII, 303.

NUCLEARIA. IV, 245, 255, 273, 277, 321; VII, 108, 168.

NUPHAR. I, 135; III, 99, 102, 108, 113, 124, 133, 145, 164; IV, 187; VIII, 127, 435.

NUTTALLIA. VIII, 194.

NUYTIA. II, 210.

NYMPHÆA. III, 105, 124, 133, 145; IV, 187; VIII, 129, 436; X, 83; XII, 188, 235.

NYMPHEACEÆ. X, 150.

NYMPHEACÉES. VIII, 127, 435.

NYCTAGINÉES. II, 246; VIII, 101, 574; XVII, 75, 101.

NYCTALIS. IX, 273, 345.

O

OBELIDIUM. IV, 303.

OBELISCARIA. X, 290.

OBIONE. VIII, 71.

OBSCURITÉ. XVI, 33.

OBSERVATIONS sur les Santalacées, par M. *Guignard*. II, 181.

OBSERVATIONS (Nouvelles) sur les cellules à mucilage des graines de Crucifères, par M. *D'Arbaumont*. XI, 125.

OBSERVATIONS sur l'appareil mucifère des Laminariacées, par M. *Guignard*. XV, 1.

OCHLOCHÆTE. XVI, 266, 279, 290, 327, 345; XIX, 139.

OCHNA. VIII, 142; X, 342.

OCHNACÉES. VIII, 142; X, 342.

OCHREA. VI, 52.

OCHROBRYUM. XVII, 333.

OCHROCARPUS. I, 39.

OCHROMA. VI, 174.

OCHROPTERIS. XVIII, 205, 238.

OCHTHOCHARIS. XIII, 67.

OCIMUM. I, 347.

OCTOBLEPHARUM. II, 82, 87; XX, 4, 6.

OCTOJUGA. IX, 301, 390.

OCTOLEPIS. XVII, 186, 236.

OCTOPLEURA. XIII, 63.

ODINA. XIX, 45.

ODONTITES. I, 304, 306; VI, 102.

ODONTOGLOSSUM. IV, 221; XVIII, 344, 350.

ODONTOLOMA. VIII, 242; XVIII, 237.

ŒDEMATOPUS. I, 40; X, 339.

ŒDOGONIUM. IV, 298; VII, 275; XVI, 279.

ŒNANTHE. III, 98, 147; VIII, 219.

ŒNOTHERA. VIII, 208; XI, 196, 225, 261; XVIII, 60, 81; XX, 152, 189.

ŒNOTHÉRACÉES. VIII, 207, 455; X, 364; XI, 222, 244, 261, 337; XVIII, 81.

ŒUF. XIV, 191.

ŒUFS RUDIMENTAIRES. XIV, 222.

OIGNON. XIV, 369.

OLEA. I, 268, 270, 273; X, 57, 380; XV, 167, 171.

OLÉACÉES. I, 268, 354; VIII, 248; X, 148, 380; XI, 342.

OLEANDRA. XVIII, 116, 138, 186, 207.

OLIGOTRICHUM. XV, 68.

OLIVE. XVIII, 305.

OLOCHÆTE. XVI, 268.

OLPIDIOPSIS. IV, 282, 288,

OLPIDIUM. IV, 284, 312, 327; VII, 111.

OMALIA. XX, 7.

OMBELLIFÈRES (canaux sécréteurs), I, 22.

OMBELLIFÈRES. VIII, 216, 462; X, 107, 149, 369; XVIII, 83, 361.

OMPHALIA. III, 296; IX, 202, 203, 217, 313.

OMPHALODES. I, 296; III, 257.

OMPHALOPHYLLUM. XIX, 104.

OMPHALOPUS. XIII, 65.

OMPHALOTUS. IX, 338.

ONCIDIUM. II, 57, 76; VII, 296; VIII, 333; XVIII, 345, 351.

ONCOBA. I, 80.

Oncostemon. I, 247.
Onobrychis. VI, 7; VIII, 182; X, 351; XI, 334; XX, 153.
Ononis. V, 135, 136; X, 108, 351; XX, 248.
Onopordon. X, 98; XI, 62, 96.
Onychium. XVIII, 126.
Opegrapha. IX, 18.
Ophioglossées. II, 15.
Ophioglossum. II, 15; XVIII, 115, 120, 124, 126, 131, 134, 135, 138, 140, 142, 143, 157, 163, 169, 193, 233.
Ophiostomum. XIV, 239.
Ophisthocentra. XIII, 374.
Ophiothrix. XV, 279.
Ophipogon. VIII, 328.
Ophrys. III, 318; IV, 224; X, 240, 263, 279, 282.
Opilia. XVII, 254, 256.
Opiliacées. XVII, 256.
Opisthocentra. XIII, 59, 68.
Oporinia. XI, 37.
Opuntia. VII, 290; VIII, 74, 424; XII, 176; XV, 63; XVI, 1, 52, 63, 75.
Orange. XIV, 377.
Orcanette acétique. XVIII, 266.
Orchidées (Racines des). II, 55.
Orchidées (Pollinisation). IV, 202.
Orchidées indigènes. IV, 223.
Orchidées. VIII, 333, 520.
Orchis. III, 318; IV, 209, 223, 225; VIII, 520; IX, 207; X, 263; XIV, 192, 238.
Oreocallis. XVII, 23.
Oreodaphne. X, 28.
Oreoweisia. XV, 49.
Organe femelle. XIV, 181.
Organe male. XIV, 170.
Organes souterrains. IV, 164.
Organes d'absorption des plantes parasites, par M. *Leclerc du Sablon*. VI, 90.
Organisation dorsiventrale dans les racines des Orchidées, par M. *de Janczewski*. II, 55.
Organisation des Plombaginées, par M. *Maury*. IV, 1.
Organismes inférieurs, par M. *Dangeard*. IV, 241.
Orge. III, 56; XVIII, 27, 290, 313.
Orientation (Relation avec structure des bractées et feuilles). XI, 71.
Origanum. I, 346; V, 331; XVIII, 370.
Origine, croissance interne et sortie des radicelles. VIII, 7.
Origine des grains d'amidon et des grains de chlorophylle, par M. *Belzung*. XIII, 5.
Origine des racines latérales, par M. *Lemaire*. III, 163.
Origine de l'amidon. V, 196.
Origine des membres endogènes, par MM. *Van Tieghem* et *Douliot*. VIII, 1.
Origine et développement des canaux sécréteurs et des poches sécrétrices, par Mlle *Leblois*. VI, 247.
Origine morphologique du liber interne. XI, 193.
Orites. XVII, 24, 34.
Orme. II, 355.
Ormenis. XI, 48.
Ornithogalium. VII, 65; XIV, 212, 260.
Ornithopus. VIII, 176, 186.
Orobus. II, 222; VIII, 183; X, 351; XV, 133, 142.
Orphanidesia. I, 229.
Orthodon. XV, 60.
Orthotrichum. XX, 4.
Oryza. VI, 25; VIII, 276, 496; XIII, 98, 101.
Osbeckia. II, 223; XIII, 58, 71.
Oscillariaceæ. XIX, 162.
Oscillariées (Nostocacées homocystées), par M. *Gomont*. XV, 263.
Oscillatoria. XV, 286; XVI, 92, 198; XIX, 162.
Osmanthus. I, 268, 271, 272, 276.
Osmelia. I, 59.
Osmunda. VIII, 378; XI, 9; XIII, 116; XVIII, 185, 191.
Osmundées. II, 14.
Ossœa. XIII, 58, 63.
Ostreobium. XIX, 125.
Ostrya. X, 2, 12, 214, 332; XVII, 141.
Ostryopsis. XVII, 141.
Osyris. II, 181, 187, 190; VI, 91, 108, 581; X, 40; XVII, 167.
Otanthera. XIII, 71.
Otophora. VI, 45.
Ottelia. VII, 60.
Oudemansiella. IX, 342.
Ouvirandra. III, 99.
Ovaire. XII, 183.
Ovidia. XVII, 200, 227, 230.
Ovocentre. XIV, 273.

Oxalate de chaux. V, 405.
Oxalidées. VIII, 156, 444.
Oxalis. III, 224, 243, 250, 257; VIII, 156, 444.
Oxyanthus. I, 194, 203.
Oxygonum. IV, 97.
Oxymeris. XIII, 63.
Oxyria. XX, 349.
Oxyspora. XIII, 58, 67; XV, 370.

P

Pachira. VII, 176.
Pachyanthus. XIII, 63.
Pachyantria. XIII, 65, 66.
Pachyloma. XIII, 70, 79.
Pachyma. IX, 211.
Pachynocarpus. I, 65, 74.
Pæonia. VI, 349; X, 290.
Paillettes du réceptacle des Composées. XI, 81.
Paiveusea. XIX, 50.
Palæothecium. VII, 15.
Palæorachis. X, 45, 161.
Palafoxia. I, 213, 210.
Palava. VI, 157.
Paliurus. XII, 163.
Palmeæ. VII, 89; X, 146.
Palmiers. VIII, 306.
Panæoleæ. IX, 378.
Panæolus. IX, 190, 225, 237, 266, 254, 260, 275, 378.
Panax. I, 25.
Pancheria. XII, 75, 78, 79, 82.
Pandanées. VIII, 301, 508.
Pandanus. IV, 142, 143; VIII, 301, 321, 341.
Pandorma. VII, 156.
Pangium. I, 80.
Panicum. XIII, 98.
Panoideæ. IX, 395.
Panoïdés. IX, 331.
Panus. IX, 193, 217, 253, 281, 333.
Papaver. VII, 286; VIII, 57; XIV, 140; XX, 152, 157, 161, 165, 192.
Papavéracées. VIII, 56, 416; XVIII, 78.
Papayées. VIII, 149.
Papilionacées. XV, 130; XVIII, 80.
Papillaria. XV, 73; XX, 8, 36.
Paramecium. VII, 168.
Parasites (plantes). VI, 90.
Paratropia. VIII, 220.
Pardanthus. VIII, 518.
Parenchyme. IV, 135.
Parenchyme libérien. X, 208, 211.
Parenchyme lignifié. IV, 147.
Parenchyme mou. IV, 138.
Paritium. VII, 176.
Paris. XII, 188, 189, 193, 194, 380.
Parishia. XIX, 32, 49.
Parmelia. IX, 19.
Parnassia. XII, 7; XX, 231.
Parois des éléments parenchymateux. IV, 35.
Paronychia. VIII, 65.
Parrotia. XII, 138, 139, 147.
Passage de la racine à l'axe hypocotylé, XI, 203.
Passerina. XVII, 200, 228, 230, 264.
Passiflora. V, 16, 43; VI, 7, 11, 12; VII, 286, 333; VIII, 150; XII, 194, 213, 303; XV, 182.
Passiflorées. V, 16; VIII, 150, 440.
Pastinaca. VIII, 216; XVIII, 83.
Paullinia. II, 207.
Paulowia. I, 305, 306.
Paulownia. IV, 182, 189.
Pavetta. I, 195, 197, 200; IV, 152, 168, 176, 177; X, 383.
Pavonia. VI, 161; VII, 176; XV, 126.
Pavot. XX, 144.
Paxilleæ. IX, 398.
Paxillés. IX, 384.
Paxillus. III, 90; IX, 226, 229, 250, 385, 387.
Pediastrum. VII, 165.
Pedicularis. VI, 98.
Peddiea. XVII, 213, 234, 269.
Pegia. XIX, 45.
Peiochiton. XIII, 63.
Pelagophyce. XV, 42.
Pelargonium. II, 355; VIII, 154.
Pellæa. XVIII, 205.
Pellia. II, 128, 141, 162.
Penæa. XVII, 277, 279, 281.
Pénéacées. XVII, 185, 277 (classification), 290.
Pentace. VI, 182.
Pentacrophys. VIII, 101, 102.
Pentadesma. I, 40, 42.
Pentagonia. I, 193, 200.
Pentandria. IV, 3.
Pentapetes. VI, 206.

Pentas. I, 195, 198.
Pentaspadon. XIX, 9, 44.
Penstemon. I, 305.
Peperomia. VIII, 429, 566.
Pepsines. XVIII, 275.
Percusaria. XIX, 160.
Pereskia. XVI, 81.
Péricarpes charnus. XII, 175.
Péricycle. II, 235; VI, 233.
Péricycle des Cryptogames vasculaires. XVIII, 135.
Périderme, par M. *Douliot*. X, 324.
Périderme profond. X, 391.
Périderme superficiel. X, 391.
Péridesme. XVIII, 65.
Perilla. I, 344.
Periphlegmatium. XVI, 269, 315.
Periploca. I, 289; II, 296, 304; VIII, 247; X, 379; XI, 257; XIII, 308, 317, 365; XVIII, 60.
Péristrophe. I, 329.
Peronospora. IV, 305.
Persica. XII, 216.
Persoonia. XVII, 38.
Petalidium. I, 329.
Petasites. I, 7, 212, 220; X, 220; XI, 42.
Pétiole. VI, 232.
Pétiole (dans principales familles de Dicotylédones), VI, 351.
Pétiole (Cryptogames vasculaires), XVIII, 189.
Pétit Houx. II, 355.
Petrœa. I, 337.
Petrophila. XVII, 37.
Petroselinum. XVIII, 83.
Pétunia. II, 272; VIII, 236; X, 376; XI, 341; XVIII, 57.
Peucedanites. X, 80.
Peumus. VIII, 121; X, 334.
Peyssonellia. XIX, 61.
Peziza. II, 36, 47; IX, 217.
Phaca. VI, 48.
Phacelia. I, 297.
Phacotus. VII, 120.
Phacus. IV, 283.
Phæcasium. XI, 36.
Phæniscopus. XI, 39.
Phæophila. XVI, 266, 269, 291; XVI, 326, 339, 342, 347.
Phæosaccion. XIX, 106.
Phagnalon. XI, 43.
Phajus. IV, 216, 235.
Phalaris. XIII, 98.
Phaleria. XVII, 211, 233, 264.
Phalériées. XVII, 211.
Phalœnopsis. II, 63, 65, 77; IV, 221; XVIII, 345.
Pharbitis. VIII, 241.
Phaseolus. III, 261; V, 136, 210; VIII, 12, 13, 173, 283; IX, 157; XI, 200; XIII, 9; XV, 116; XX, 93, 140, 157, 172, 248.
Phases des tubes criblés. X, 315.
Phegopteris. VII, 2, 21.
Phellandrie. IX, 157.
Phidia. XVII, 204.
Philadelphées. VIII, 204, 454; XII, 86.
Philadelphus. X, 361, 363; XII, 87, 163; XVIII, 341.
Philibertia. VII, 37; X, 155.
Philodendron. I, 155, 161, 163, 165, 167, 174; IV, 159, 160, 162; VI, 317.
Philonotis. II, 82, 89; XV, 62; XVII, 350; XX, 7.
Philonotula. XVII, 348; XX, 10, 12, 28.
Phlebodium. XVIII, 126, 204.
Phlegmacium. IX, 198, 213, 230, 270, 375.
Phlomis. VI, 342; VII, 305.
Phlyctidium. IV, 291.
Phœbe. X, 27.
Phœnix. I, 160, 163, 166; VII, 61.
Phœnopus. XI, 39.
Pholidia. I, 56.
Pholiota. IX, 200, 214, 250; IX, 258, 262.
Pholioteæ. IX, 396.
Pholiotina. IX, 286, 359.
Phormidium. XV, 269, 279, 280, 286; XVI, 92, 156.
Phornotamnus. XV, 372.
Photinia. X, 354.
Phragmites. X, 214, 234, 236, 240, 264, 281, 253, 258, 282; XI, 315; XIII, 93.
Phucagrostis. XIII, 212, 229.
Phycopeltis. XVI, 301.
Phylica. XII, 164.
Phyllactidium. XVI, 295.
Phyllagartis. XIII, 80; XV, 375.
Phyllagathis. XIII, 59, 67.
Phyllanthoïdées. XIV, 130.
Phyllanthus. X, 343.
Phyllaria. XV, 40.
Phyllerium. VII, 4.

Phyllirea. VI, 342; X, 380.
Phyllis. I, 1, 195; VI, 70; X, 384.
Phyllites. X, 129; XIX, 98.
Phyllobium. VII, 166.
Phyllocactus. VIII, 74; XVI, 52.
Phyllocladus. III, 278; VIII, 343, 351; XIX, 181, 199, 203, 207.
Phyllodoce. I, 229.
Phyllogathis. XIII, 59.
Phyllogonium. XX, 6, 7, 9, 13, 140.
Phyllonoma. XII, 116, 118, 126, 128, 165.
Phyllophora. XIX, 80, 125.
Phyllospadix. XIII, 153, 249, 284.
Physalis. I, 301; VII, 323; VIII, 236; X, 376; XII, 188, 194, 369; XIII, 305; XVIII, 90.
Physcia. IX, 19.
Physcomitrium. XV, 61; XVII, 340.
Phyteuma. II, 289; XI, 197; XX, 282.
Phytocrene. II, 207, 332.
Pyhtolacca. II, 209, 296, 302; VIII, 100; XII, 189, 377; XVII, 42, 72; XVIII, 72.
Phytolaccacées. II, 243; VIII, 100; XVII, 71, 72, 100.
Phytozoidia. VII, 107.
Picea. I, 62, 94; VIII, 355; XI, 295; XVI, 79; XX, 309.
Picnomon. XI, 63, 76.
Picrammia. I, 88, 93; XIX, 26.
Picrasma. I, 92.
Picrella. I, 93.
Picridées. XI, 37.
Picridium. I, 14, 213; XI, 31, 37.
Picris. XI, 28, 37.
Picrodendron. I, 93.
Picrœna. I, 91.
Picrolemma. I, 92.
Pietra fungaja. IX, 198.
Pilinia. XIX, 140.
Pilocarpus. X, 348.
Pilosace. IX, 199, 354.
Pilosperma. I, 40; X, 339; XIX, 19.
Pilotrichella. II, 82, 92; XV, 74.
Pilotrichum. XX, 5, 9.
Pilularia. III, 315; VIII, 393; XIV, 257.
Pilumna. XVIII, 347.
Pimelea. X, 49, 332; XVII, 86, 200, 201, 227, 262.
Pimpinella. XVIII, 83.
Pin. II, 354, 355; XVIII, 281.
Pinaster. VII, 46.
Pinckneya. X, 383.
Pinus. I, 62, 94, 118; III, 37; IV, 156; V, 211; VI, 322; VII, 42, 47; VIII, 343, 353, 355; X, 154; XI, 283, 292, 293; XIX, 172, 175, 181, 182, 213; XX, 309.
Piper. I, 155, 161, 169; II, 253; VIII, 93; X, 220; XVII, 58.
Pipéracées. VIII, 93, 428; XVII, 55, 173.
Pipérine. XV, 207.
Piptochlamys. XVII, 198, 262.
Pircunia. XVII, 73.
Pirus. VIII, 196; X, 354; XII, 198, 277; XIII, 355.
Pisonia. VIII, 102; XVII, 66, 79.
Pistacia. X, 2, 228, 348; XIX, 5, 9, 16, 30, 33, 39.
Pistia. VII, 66; VIII, 11, 295, 296, 297, 315, 339, 341, 507.
Pisum. I, 136, 146; II, 219, 222; III, 258; VIII, 12, 173, 185; XIII, 9; XX, 93, 100, 105, 110.
Pithiscus. VII, 137, 149.
Pithyranthes. VI, 182.
Pittosporeæ. X, 150.
Pittosporées (canaux sécréteurs des). I, 30.
Pittosporées. VI, 301; VIII, 222; X, 359.
Pittosporum. I, 30, 33, 34, 72; VI, 302; VIII, 222.
Plage rhizogène. VIII, 14.
Plagiothecium. XVII, 384.
Plagius. XI, 47.
Plan nodal. XIV, 80.
Planera. XVII, 115.
Plantaginées. I, 349, 356; VIII, 255, 477; X, 104; XI, 344.
Plantago. I, 351; VIII, 255; XI, 174.
Plantes aquatiques (Feuilles), III, 94.
Plantes aquatiques submergées (échanges gazeux), par M. *Devaux*, IX, 35.
Plantes dans l'eau. XVIII, 19.
Plantes dressées. II, 298.
Plantes grasses. XVI, 1.
Plantes grimpantes. II, 298.
Plantes monocarpiennes. X, 241.
Plantes a liber interne. XVIII, 56.
Plantes sans liber interne. XVIII, 47.

Plantes parasites. VI, 90.
Plantes polycarpiennes. X, 240.
Plantes volubiles. II, 298.
Plasmodiophora. IV, 231, 245.
Plastides. VII, 270.
Platane. VI, 56, 59.
Platanées. VIII, 91; X, 330; XI, 326; XVII, 154, 175.
Platanthera. IV, 225.
Platanus. VI, 12; VIII, 91; X, 229, 330; XVII, 155.
Platonia. X, 337.
Platycarya. XVII, 163.
Platycentrum. XIII, 63.
Platycerium. VIII, 374; XVIII, 126, 147, 201, 219, 220, 222.
Platycodon. I, 224.
Platycrater. XII, 91, 158.
Platylobées. XIV, 134.
Platyzoma. XVIII, 179.
Plectonema. XV, 283; XVI, 93, 95, 96.
Plectritis. I, 206.
Pleiochiton. XIII, 59, 374; XV, 372.
Pleiogynium. XIX, 33, 45.
Pleopeltis. XVIII, 198.
Plérome. XVIII, 65.
Plethiandra. XIII, 374; XV, 376.
Pleurocapsa. XIX, 163.
Pleurocarpi. XV, 72.
Pleurococcus. VII, 157, 165; IX, 19.
Pleuroteæ. IX, 395.
Pleurotellus. IX, 339.
Pleurotés. IX, 337.
Pleurotus. IX, 189, 231, 253, 258, 260, 337.
Plombaginées. IV, 1; V, 153; VIII, 233.
Plumbageæ. IV, 90.
Plumbagella. IV, 8, 10, 162; V, 158, 162.
Plumbago. I, 351; IV, 3, 8, 10, 12, 64, 73, 120; V, 158; X, 105.
Plumeria. I, 279, 281, 285.
Plumériées. I, 279.
Pluteideæ. IX, 397.
Plutéidés. IX, 363.
Pluteolus. IX, 363.
Pluteopsis. IX, 377.
Pluteus. IX, 229, 250, 256, 259, 265, 364.
Poa. VII, 66; VIII, 10; IX, 157; XIII, 116, 117, 120.
Paocites. VII, 68; X, 161.
Poche. VIII, 9.
Poche digestive. VIII, 9.
Poches sécrétrices (Mlle Leblois), VI, 247.
Pocockia. VIII, 178.
Podocarpées. XIX, 188.
Podocarpus. IV, 169; VII, 56; VIII, 351; X, 154; XVII, 253; XIX, 171, 179, 192, 194, 203.
Podophyllum. X, 334.
Podospermum. XI, 29, 39.
Podostachys. VII, 67.
Pœciloneuron. I, 46, 95.
Pœderia. I, 195, 199, 205; X, 384.
Pœderiées. I, 195.
Pœpalanthus. VI, 127.
Pogonanthera. XIII, 65, 66.
Pogonatum. XV, 69; XVII, 351; XX, 10, 12, 31.
Pogostemon. I, 346.
Pogotrichum. XIX, 103.
Poils. VI, 342.
Poils radicaux geminés, par M. *Van Tieghem*. VI, 127.
Poire. XVIII, 309.
Poirier. X, 309.
Pois. V, 197; XVIII, 23.
Pois chiche. XVIII, 28.
Polanisia. V, 136; VIII, 46, 415.
Polémoniées. VIII, 240, 469.
Polemonium. III, 197, 243, 250, 252, 257; VIII, 241.
Pollen. XIV, 170.
Pollinisation des Orchidées. IV, 202.
Polyachurus. I, 12.
Polyactis. II, 37.
Polyanthes. XVIII, 335.
Polyblastia. IX, 2.
Polyblépharides. VII, 152.
Polycarpæa. VIII, 59, 60, 417.
Polychæte. XVI, 280.
Polygala. VIII, 171; X, 88; XIX, 183; XX, 232.
Polygaleæ. X, 150.
Polygalées. VIII, 171.
Polygastrica. VII, 107.
Polygonacées. VIII, 98, 430; XVII, 91, 101, 174.
Polygonatum. VIII, 516; XII, 184, 188, 189, 386.
Polygonées. II, 283; VI, 52, 59; XI, 327; XVIII, 68.

POLYGONUM. II, 203, 283, 287 ; III, 122, 140, 152, 243 ; IV, 97, 154, 161 ; VI, 53, 59, 61 ; VIII, 98, 430 ; IX, 157 ; XI, 327 ; XVIII, 68 ; XX, 95, 97, 104, 106, 110, 147, 155, 157, 176, 192.
POLYPHAGUS. IV, 303, 317.
POLYPODIACÉES. II, 5.
POLYPODIUM. III, 313 ; VIII, 374, 533, 538 ; XI, 6 ; XIII, 116 ; XIV, 268 ; XVIII, 115, 125, 126, 141, 159, 165, 167, 186, 188, 205, 206, 209, 219, 220, 225, 228, 234, 239, 249, 253 ; XX, 317.
POLYPORUS. II, 39 ; III, 81, 90 ; IX, 198, 274.
POLYRHINA. IV, 312.
POLYSIPHONIA. V, 226 ; XIX, 68.
POLYSTÉLIE DE LA FEUILLE. III, 316.
POLYSTÉLIE DE LA RACINE. III, 317.
POLYSTÉLIE, par MM. *Van Tieghem et Douliot.* III, 275.
POLYSTÉLIQUE. III, 276.
POLYSTICHUM. II, 13.
POLYTOMA. VII, 112, 143.
POLYTRICHACEÆ. XV, 68.
POLYTRICHUM. II, 82, 91 ; VII, 12 ; XVII, 356 ; XX, 8.
POLYTHRIX. III, 339.
POMACEÆ. X, 151.
POMADERRIS. XII, 163.
POMME. XIV, 371 ; XVIII, 308.
POMME DE TERRE. XIV, 309.
PONTEDERIA. VIII, 8, 11, 335, 339, 514.
PONTÉDERIACÉES. VIII, 514.
PONTÉDERIÉES. VIII, 315.
POPULUS. I, 173, 176 ; VI, 348 ; X, 2, 21, 200, 330 ; XVII, 131 ; XVIII, 68.
PORLIERIA. X, 347.
POROTRICHUM. II, 82, 94.
PORPHYRA. XIX, 82.
PORPHYRIDIUM. III, 324.
PORPHYROCOMA. I, 329.
PORPHYROSIPHON. XV, 331.
PORTULACA. XIII, 62.
PORTULACÉES. VIII, 62.
POSIDONIA. VIII, 505 ; XIII, 110, 159, 171, 213, 249 ; XVII, 297.
POSIDONIÉES. XIII, 159.
POSTELSIA. XV, 41.
POSTINACA. XIV, 369.
POTALIA. I, 291, 293.
POTAMÉES. VI, 34.
POTAMOGETON. III, 99, 115, 124, 132, 134 ; VI, 15, 34, 35, 37, 42, 43, 49, 60 ; VII, 60, 100 ; VIII, 287, 503 ; IX, 39, 102, 111, 317 ; XIII, 110, 119, 120, 121, 135, 173, 269, 281, 284, 289, 296.
POTAMOGETONÉES. XIII, 173.
POTENTILLA. V, 333 ; VIII, 451 ; X, 355, 357, XII, 181 ; XX, 249.
POTERANTHERA. XIII, 74.
POTÉRIÉES. X, 356.
POTERIUM. VIII, 198 ; X, 355 ; XI, 334 ; XX, 256.
POTHOS. I, 155.
POTTIA. XVII, 336.
POTTIACEÆ. XV, 55.
POUDRE DE VERRE. XIV, 21.
POUPARTIA. XIX, 45.
POUSSES SÉRIALES. XV, 102.
PRASIOLA. VII, 157.
PRASIOLACEÆ. XIX, 143.
PRATELLÉS. IX, 376.
PREISSIA. II, 128.
PRÊLE. IX, 157.
PREMNA. I, 335, 340.
PRENANTHES. XI, 31, 38, 39, 96.
PRIMULA. I, 351 ; III, 164, 194, 250, 254, 258, 283, 292 ; VII, 306 ; VII, 228, 463 ; X, 105.
PRIMULACÉES. I, 354 ; VIII, 228, 463 ; XI, 340.
PRINGSHEIMIA. XVI, 266, 294 ; XVI, 300 ; XIX, 234.
PROCKIA. VI, 196.
PRODROME d'une histoire naturelle des Agaricinées, par M. *Fayod.* IX, 181.
PRODUCTION DES ACIDES ORGANIQUES (Est-elle indépendante de l'assimilation du carbone?). XVI, 42.
PROLONGEMENTS GEMMULAIRES. XIV, 41.
PROLONGEMENTS NODAUX. XIV, 80.
PRONAYA. I, 33.
PRONYA. I, 34.
PROPRIÉTÉS CONDUCTRICES. X, 396.
PROTEA. XVII, 34.
PROTEACEÆ. X, 148.
PROTÉACÉES. VIII, 103 ; X, 331 ; XVII, 13.
PROTÉACÉES (Résumé). XVII, 42.
PROTÉOIDES. X, 49.
PROTIUM. XIX, 5, 8, 48.
PROTOCOCCACÉES. XIX, 161.
PROTOCOCCUS. II, 64 ; VII, 107 ; IX, 5, 6, 19.
PROTOMONAS. IV, 271.

Protomyces. IV, 305.
Protomyxa. IV, 245; VII, 110.
Protorhus. XIX, 38, 42.
Protoxylème. XVIII, 141.
Protozoaire. IV, 241.
Prumnopitys. XVIII, 353.
Prunus. I, 168; IV, 152, 156, 167, 176, 177; VI, 332; VIII, 193; X, 299, 354; XII, 184, 189, 190, 199; XV, 113; XVIII, 81; XX, 257.
Psacalium. I, 216.
Psalliota. II, 39; III, 76; IX, 200, 217, 230, 352.
Psallioteæ. IX, 396.
Psalliotés. IX, 352.
Psamma. VI, 37.
Psammisia. I, 240, 242.
Psammospora. IX, 301.
Psathyra. IX, 191, 215, 262, 376.
Psathyreæ. IX, 397.
Psathyrella. IX, 376.
Pselliophora. IX, 380.
Pseudais. XVII, 213, 234.
Pseudoleskea. XV, 77; XVII, 367.
Pseudosmodingium. XIX, 44.
Pseudospora. IV, 245, 266, 270, 272, 273, 324; VII, 108, 110, 167.
Pseudospoudias. XIX, 45.
Pseudotsuga. I, 62; XIX, 213, 255.
Psidium XII, 188, 191, 209, 298.
Psilocybe. IX, 377.
Psilotum. II, 23; III, 281, 315.
Psorospermum. I, 53; X, 344.
Psychotria. I, 195, 199.
Psychotriées. I, 195.
Ptarmica. X, 387.
Ptelea. VI, 250, 265, 283; X, 347.
Pteris. III, 314, 317; V, 363; VII, 2, 20; VIII, 364, 540; X, 154; XI, 3, 6; XVIII, 125, 137, 140, 141, 160, 165, 191, 193, 229; XX, 316.
Pternandra. XIII, 24, 51, 61; XV, 375.
Pterobraum. XVII, 362; XX, 10, 38.
Pterocarpus. X, 350.
Pterocarya. VIII, 110; X, 233; XVII, 158; XIX, 31.
Pterocladon. XIII, 63.
Pterogastra. XIII, 72; XV, 371.
Pterolepis. XIII, 72.
Pterophyllus. IX, 392.
Pteropyrum. IV, 98.
Pterospermum. I, 77; VI, 211; VII, 176.
Pterotheca. XI, 32.
Pterozonium. XVIII, 201, 210.
Pterygophora. XV, 45.
Pterygophyllum. XVII, 362.
Ptilota. XIX, 65.
Ptychomitrium. XV, 57.
Ptychommum. XX, 11, 54.
Pulmonaires. X, 105.
Pulmonaria. I, 294.
Punica. IV, 145.
Punicæ. IX, 309.
Punctaria. XIX, 104.
Pupalia. VIII, 70.
Purpurella. XIII, 72.
Putoria. X, 384.
Pycnostachys. I, 344, 346.
Pylaisia. XVII, 369.
Pyramia. XIII, 74.
Pyrethrum. XI, 18, 48.
Pyrolées. VIII, 227.
Pyronema. II, 41.
Pyrrochoris. XIV, 237, 239, 248.
Pyrus. VI, 336.
Pythium. IV, 305, 313, 317.
Pyxidanthera. I, 245.

Q

Quamoclit. VIII, 241.
Quararibea. VI, 173.
Quararibées. VI, 173.
Quassia. I, 93.
Quercus. I, 158; III, 40; VIII, 107, 432; X, 13, 229, 236, 263, 332; XIII, 343, 355; XVII, 147; XVIII, 49, 72.
Quiina. I, 95; X, 339, 341.
Quillaja. VIII, 199; X, 354.
Quintinia. XII, 116, 119, 128.

R

Racines (Influence du milieu sur la structure des), par M. *Costantin*, I, 135.
Racines doubles. V, 144.
Racines latérales. III, 163; VIII, 406.
Racines latérales (Monocotylédones). VIII, 491.
Racines latérales (Gymnospermes). VIII, 525.

Racines latérales (Cryptogames vasculaires). VIII, 528.
Racine terminale endogène. VIII, 568.
Racines des Orchidées. II, 55.
Racines des Phanérogames. V, 130.
Racine des Thyméléacées. XVII, 187.
Racomitrium. XVII, 338 ; XX, 25.
Radicelles. VIII, 7.
Radicelles et bourgeons dans les racines des Phanérogames, par M. *Van Tieghem*. V, 130.
Radicelles des Monocotylédones. VIII, 12, 274.
Radicelles a poche digestive. VIII, 77.
Radicelles sans poche. VIII, 23.
Radiées (Canaux sécréteurs). I, 6.
Radojitzkia. XVII, 262.
Raifort. XIV, 367.
Raisin. XVIII, 309.
Ralfsia. XIX, 122.
Ramification des Nostocacées. III, 332.
Ramondia. I, 310
Randia. I, 192, 194, 198.
Ranunculus. III, 96, 100, 103, 107, 122, 141, 143, 145, 149, 205, 243, 244, 252, 285 ; VII, 280, 299 ; VIII, 115, 117 ; X, 81, 150 ; XI, 329 ; XVIII, 43 ; XX, 226, 330, 332, 338, 341, 348.
Rapatea. VIII, 314.
Raphanus. VIII, 13, 23, 35, 40 ; XI, 168 ; XX, 142, 152.
Raphidophora. VI, 291.
Raphidostegium. XV, 90.
Raphiolepis. VIII, 196.
Rapistrum. VIII, 39, 40, 412 ; XI, 169.
Réactifs du cal. X, 267.
Reaction des matières albuminoïdes. XVIII, 267.
Reboulia. II, 150.
Recherches sur la structure et la déhiscence des anthères, par M. *Leclerc du Sablon*. I, 97.
Rercherches sur l'influence qu'exerce le milieu sur la structure des racines. I, 135.
Recherches sur le développement du sporogone des Hépatiques, par M. *Leclerc du Sablon*. II, 126.
Recherches sur l'anatomie comparée de la tige des Dicotylédones, par M. *Hérail*. II, 202.
Recherches sur les variations de la respiration avec le développement des plantes, par MM. *Bonnier et Mangin*. II, p. 315.
Recherches sur les chromoleucites. VII, 263.
Recherches sur l'action chlorophyllienne séparée de la respiration, par MM. *Bonnier et Mangin*. III, 5.
Recherches chimiques sur la maturation des graines, par M. *Müntz*. III, 45.
Recherches sur les Algues inférieures, par M. *Dangeard*. VII, 105.
Recherches sur l'origine et le développement des racines latérales chez les Dicotylédones, par M. *Lemaire*. III, 163.
Recherches sur les Organismes inférieurs, par M. *Dangeard*. IV, 241.
Recherches sur l'enroulement des vrilles, par M. *Leclerc du Sablon*. V, 5.
Recherches sur la disposition des radicelles et des bourgeons dans les racines des Phanérogames, par M. *Van Tieghem*. V, 130.
Recherches sur quelques glandes épidermiques par M. *Vuillemin*. V, 152.
Recherches morphologiques et physiologiques sur l'amidon et les grains de chlorophylle, par M. *Belzung*. V, 179.
Recherches sur les stipules. VI, 1.
Recherches sur les organes d'absorption des plantes parasites, par M. *Leclerc du Sablon*. VI, 90.
Recherches sur l'Anatomie comparée des Malvacées, Bombacées, Tiliacées, Sterculiacées, par M. *Dumont*. VI, 129.
Recherches sur le rôle physiologique de l'eau dans la végétation, par M. *Gain*. XX, 63.
Recherches sur l'origine et le développement des canaux sécréteurs et des poches sécrétrices, par Mlle *Leblois*. VI, 247.
Recherches comparatives sur l'origine des membres endogènes, par MM. *Van Tieghem et Douliot*. VIII, 1.
Recherches sur la synthèse des Lichens, par M. *Bonnier*. IX, 1.

Recherches sur le Périderme, par M. *Douliot.* X, 324.

Recherches anatomiques sur la formation de la tige des Fougères, par M. *Leclerc du Sablon.* XI, 1.

Recherches anatomiques et physiologiques sur les bractées de l'involucre des Composées, par M. *Daniel.* XI, 17.

Recherches sur l'origine morphologique du liber interne, par M. *Lamounette*, XI, 193.

Recherches sur la croissance terminale de la tige des Phanérogames, par M. *Douliot.* XI, 283.

Recherches sur la structure des Saxifragacées, par M. *Thouvenin.* XII, 1.

Recherches sur l'histogenèse des péricarpes charnus, par M. *Garcin.* XII, 175.

Recherches (Nouvelles) sur l'origine des grains d'amidon et les grains de chlorophylle, par M. *Belzung.* XIII, 5.

Recherches sur la croissance terminale de la tige et de la feuille des Graminées, par M. *Douliot.* XIII, 93.

Recherches sur les nœuds et les entrenœuds de la tige des Dicotylédones, par M. *Prunet.* XIII, 374.

Recherches embryogéniques sur l'appareil laticifère, par M. *Chauveaud.* XIV, 1.

Recherches sur les bourgeons multiples, par M. *Russel.* XV, 95.

Recherches sur la turgescence et la transpiration des plantes grasses, par M. *Aubert.* XVI, 1.

Recherches sur la structure comparée du bois secondaire dans les Apétales, par M. *Houlbert.* XVII, 1.

Recherches sur la structure et les affinités des Thyméléacées et des Pénéacées, par M. *Van Tieghem.* XVII, 185.

Recherches sur la chaleur végétale, par M. *G. Bonnier.* XVIII, 1.

Recherches sur la zone périmédullaire de la tige, par M. *Flot.* XVIII, 37.

Recherches anatomiques sur les Cryptogames vasculaires, par M. *Poirault.* XVIII, 113.

Recherches sur la formation des huiles grasses et des huiles essentielles dans les végétaux, par M. *Mesnard.* XVIII, 257.

Recherches sur la structure et les affinités des Térébinthacées, par M. *Jadin.* XIX, 1.

Rectomitra. XIII, 24, 51.

Réduction nucléaire. XIV, 225.

Réduction numérique des segments dans les noyaux sexuels. XIV, 246.

Reevesia. VI, 209.

Reineckea. IV, 142, 143.

Remijia. I, 200, 205.

Renflement primitif. XIV, 80.

Renonculacées. V, 26; VIII, 115, 433; X, 106, 333; XI, 329; XVIII, 74.

Répartition des canaux sécréteurs. VI, 317.

Répartition de l'eau chez les plantes grasses. XVI, 48.

Reproduction sexuée (des Chætophorées). XVI, 351.

Réseaux laticifères des Liguliflores. I, 13.

Réséda. VIII, 58.

Résédacées. VIII, 57, 416.

Réservoirs gommeux. VI, 227.

Respiration. II, 315; XVIII, 294.

Respiration des capitules. XI, 89.

Restiacées. VIII, 303.

Retamia. IV, 99.

Retinacles (Zostera). XIII, 416.

Révision des Nostocacées hétérocystées, par MM. *Bornet et Flahault.* III, 323.

Rhacomitrium. XV, 56.

Rhacophyllus. IX, 391.

Rhacopilum. II, 82, 98; XX, 7, 13, 57.

Rhamneæ. X, 150.

Rhamnées. VIII, 202; X, 360.

Rhamnus. VIII, 203; X, 105, 216, 255, 282; XII, 190, 249; XX, 239.

Rhaphidium. VII, 165.

Rhaphidostegium. II, 82, 96; XX, 50.

Rhaponticum. XI, 65.

Rheedia. I, 12, 38, 40.

Rhegmatodon. XX, 9.

Rheum. II, 284, 287, 296; IV, 171, 178; VIII, 99.

Rhexiées. XIII, 70.

Rhinanthées. I, 309; VI, 90, 92.

Rhinanthées (suçoirs). VI, 111.

Rhinanthus. 113, 305; VII, 96.
Rhipidopteris. XVIII, 183.
Rhipsalis. XVI, 51.
Rhizidium. IV, 281, 295, 301, 304, 309, 328; VII, 111.
Rhizocauleæ. X, 146; VII, 67.
Rhizoclonium. XIX, 126.
Rhizoctonia. II, 44.
Rhizogonium. XVII, 347; XX, 7, 11.
Rhizomorpha. IX, 201, 203, 236; IX, 203.
Rhizophora. VIII, 212.
Rhizophoracées. VIII, 212.
Rhizophidium. IV, 291.
Rhizopodes héliozoaires. IV, 255.
Rhodochorton. XIX, 65.
Rhododendron. I, 128, 227, 238; VIII, 224; X, 374; XX, 285.
Rhodoleia. I, 87.
Rhodomela. XIX, 68.
Rhodomelaceæ. XIX, 68.
Rhodophyceæ. XIX, 55.
Rhodophyllidaceæ. XIX, 75.
Rhodophyllis. XIX, 75.
Rhodorées. I, 238.
Rhodosepala. XV, 371.
Rhodosphæra. XIX, 39.
Rhodostoma. I, 195.
Rhodothamnus. I, 229.
Rhodotyposkerioides. XII, 189, 190, 199, 260.
Rhodymenia. XVI, 328; XIX, 73.
Rhodymeniaceæ. XIX, 73.
Rhopala. XVII, 23.
Rhopalia. XVII, 29.
Rhus. X, 107, 225, 348; XI, 332; XIX, 5, 8, 9, 15, 32, 39, 43.
Rynchosia. II, 208, 232.
Rhynchostegium. II, 82, 96; XV, 89; XVII, 380; XX, 48.
Rhytidophyllum. I, 310, 312, 313, 381.
Rhytidosolen. XVII, 227, 267.
Rhytidosperma. XVII, 208.
Ribes. X, 361, 363; XI, 336; XII, 129, 184, 187, 188, 292; XX, 260.
Ribesiées. VIII, 204; XII, 129.
Riccia. II, 128; VII, 179.
Richardia. I, 123; VIII, 293; XII, 189, 193, 396; XVIII, 29.
Ricin. VI, 64; IX, 157; XVIII, 271, 300.
Ricinus. I, 175; V, 211; VIII, 146; X, 233, 241, 263; XX, 157, 161.
Rigiostachys. I, 93.
Rivina. VII, 290, 340, 363; XII, 193; XVII, 73.
Rivularia. III, 333, 338, 339; XIX, 162.
Rivularia (Clé des espèces), IV, 345, 346.
Rivulariaceæ. III, 338; IV, 343; XIX, 162.
Rivulariacées (Clé des genres), III, 340; IX, 146.
Robinia. IV, 156; VI, 3, 65; X, 351; XV, 177; XVIII, 80, 341.
Rochea. X, 346.
Rodetia. XVII, 66.
Rodriguezia. XVIII, 345.
Rœpera. X, 99.
Rogiera. I, 196, 202; X, 383.
Rôle de l'eau dans la végétation. XX, 63.
Rôle des canaux sécréteurs et des laticifères. VI, 306.
Rôle de l'appareil laticifère dans la classification. XIV, 128.
Rôle des sphères directrices dans la fécondation. XIV, 270.
Ronce. II, 355.
Rondeletia. I, 196, 199, 202, 205; X, 383.
Rondeletiées. I, 196.
Rosa. VI, 337; VII, 309; X, 200, 228, 355; XVIII, 81, 323, 327; XIX, 19.
Rosacées. VI, 331; VIII, 191, 449; X, 354; XI, 334; XVIII, 81.
Rosées. X, 358.
Rosier. X, 310.
Rosmarinus. I, 345.
Roubiera. VIII, 71.
Roussæa. X, 361; XII, 106, 157.
Rousseauxia. XIII, 67.
Rozea. XV, 84.
Rozella. IV, 276, 282.
Rozites. IX, 286, 359.
Rubia. I, 195; VI, 69; XII, 184, 189, 194, 349; XVIII, 100.
Rubiacées. I, 193, 352; III, 234; VI, 68 VIII, 261, 482; XI, 345; XVIII, 100.
Rubiales. I, 185.
Rubus. III, 130; VI, 337; VIII, 195; X, 228, 230, 233, 261, 288, 292, 308, 358; XII, 181; XV, 161; XX, 253, 330, 334.
Ruellia. II, 289.
Ruizia. VI, 206.

Rulingia. I, 78; VI, 136, 216.
Rumex. II, 283, 286, 296; IV, 97, 139, 149, 167, 171, 180; VI, 343; VIII, 99, 431; XIII, 363; XVII, 95; XVIII, 69.
Ruppia. VIII, 505; XIII, 135, 164, 208, 285; XVII, 297.
Ruscus. IV, 159, 160, 162, 164; VII, 300; VIII, 517; XII, 189, 194, 391.
Russule. II, 52; III, 76; IX, 191, 206, 213, 245, 246, 249, 259, 268, 319.
Ruta. V, 352; VI, 252; VII, 304; VIII, 161.
Rutacées. I, 55, 58; VI, 265; VIII, 161; X, 347.
Ruthea. IX, 213.
Rutidea. I, 196, 197, 200.
Ruyschia. I, 159, 161, 165, 168; VIII, 139; X, 337.
Rynchanthera. XIII, 58, 74.
Rynchelmis. XIV, 271.
Ryssospora. IX, 361.
Rytispora. IX, 301.

S

Sabalites. VII, 65, 89.
Sac embryonnaire des Rosacées, par M. *Went*. VI, 331.
Saccharomyces. XI, 184, 185.
Saccharum. VI, 42; VIII, 280.
Saccolabium. IV, 203, 220, 235; XVIII, 351.
Saccoloma. III, 314.
Sacconema. III, 339.
Saccorhiza. XV, 40; XIX, 93.
Sagittaria. III, 141, 152, 700; VIII, 312, 512; XI, 320.
Sagrœa. XIII, 63.
Sakersia. XIII, 65.
Salamandra. XIV, 257.
Salicineæ. X, 147.
Salicinées. VIII, 96; X, 330; XI, 327; XVII, 130, 175; XVIII, 68.
Salisburya. XIX, 187.
Salix. I, 135; VIII, 10, 97; X, 2, 23, 231; XVII, 131, 225; XX, 305.
Salpiglossis. I, 303; VII, 340, 362; VIII, 236.
Salpinga. XIII, 66.
Salsola. VIII, 71; XVII, 70, 171.
Salvadora. XVII, 221.
Salvia. I, 345, 347; VII, 286; VIII, 250; XV, 167.
Salvinia. III, 314; VII, 27; VIII, 390; XVIII, 192.
Salviniaceæ. X, 145.
Samadera. I, 92.
Sambucées. VI, 73.
Sambucus. I, 185; IV, 171, 172; VI, 17, 73, 343; VIII, 264; X, 299, 386; XII, 181, 194, 341; XVIII, 340.
Samolus. I, 241; VIII, 464.
Samyda. I, 59.
Samydées. I, 55, 59.
Sanchezia. I, 327.
Sanderianum. XVIII, 345.
Sanguinaria. XIV, 140.
Sanguisorba. X, 355, 357.
Sanicula. VIII, 219.
Sanseviera. VIII, 328.
Santalaceæ. X, 148.
Santalacées (Observations sur les), par M. *Guignard*. II, 181.
Santalacées. VI, 90, 104; VIII, 110; XVII, 165.
Santalum. II, 181, 187, 195; XVII, 166.
Santiaria. XIX, 10, 48.
Santolina. XI, 50, 83.
Sapin. II, 355.
Sapindaceæ. X, 150, 348; XI, 332; XVIII, 80.
Sapindus. VIII, 169; X, 90, 348.
Saponaria. VIII, 60, 417; XI, 332.
Saponase. XVIII, 275.
Sapota. X, 375.
Sapotacées. I, 354.
Sapotaceæ. X, 149, 375.
Sapotées. I, 255; VIII, 234.
Saranja. I, 232.
Sarcanthus. II, 61, 63, 75, 77.
Sarcocarpe. XII, 175.
Sarcocolla. XVII, 277, 280, 282.
Sarcopetalum. X, 336.
Sarcopyramis. XIII, 80.
Sardonia. IX, 245.
Sarothamnus. II, 322; III, 18, 29; X, 299, 349.
Sarracenia. VIII, 153.
Sarraceniées. VIII, 153.
Sarracha. VII, 301, 323; XII, 188, 210, 371.
Satureia. I, 346.
Saururus. II, 302; VIII, 95, 429.

Saxifraga. VII, 34; VIII, 203, 453; X, 361, 362; XI, 336; XII, 7, 159; XX, 260, 326, 349.
Saxifragacées. XI, 336; XII, 1.
Saxifragées. VIII, 203, 453; X, 360.
Scabiosa. I, 208, 209; V, 333; VIII, 266; X, 102; XX, 267.
Scandix. X, 100.
Scapania. II, 139.
Scenedesmis. VII, 165.
Scheuchzeria. VIII, 306.
Schinopsis. XIX, 44.
Schinus. VI, 295; VIII, 165; XIX, 5, 24, 43.
Schinzia. IX, 365.
Schizæa. II, 14; III, 313.
Schizanthus. I, 299.
Schizoclamys. VII, 157, 164.
Schizopetalum. VIII, 37.
Schizophragma. XII, 91, 158.
Schizophyllum. IX, 192, 216, 239, 253, 331.
Schizothrix. XV, 271, 286, 292; XVI, 93.
Schlegelia. I, 319.
Schœnobiblus. XVII, 227.
Schœnus. VII, 66; VIII, 498.
Schwackea. XV, 370.
Schwetschkea. XVII, 362.
Sciadopityées. XIX, 349.
Sciadopitys. XI, 285; XIX, 197, 206, 337.
Scilla. VIII, 516.
Scirpus. III, 96, 121, 151; VIII, 283, 498; XIII, 118.
Scitamineæ. X, 146.
Scitaminées. XI, 321.
Scleranthus. VIII, 65.
Sclérenchyme (Pétiole). VI, 344.
Sclerocarya. XIX, 8, 9, 45.
Scleroma. IX, 198.
Scleronema. VI, 174.
Scleropus. VIII, 422.
Sclerophyllum. XI, 36.
Sclérote. II, 42.
Sclerotinia. IX, 209.
Sclerotium. IX, 204, 207.
Scolopendrium. XVIII, 116, 188, 205, 249.
Scolymus. I, 18; VI, 276; XI, 18, 35, 36, 77, 81.
Scopolia. I, 302; XVII, 196.
Scorzonera. I, 15, 18; V, 136; VI, 276, 320; VIII, 268; XI, 29, 39.
Scotinosphæra. VII, 166.
Scrofularia. I, 306; XI, 343.
Scrofulariacées. VIII, 248, 474.
Scrofularinées. I, 303; 355; XI, 342; XVIII, 93.
Scutellaria. VI, 342.
Scutinanthe. XIX, 48, 49.
Scytonema. III, 324, 333, 339; V, 85.
Scytonemaceæ. V, 81 (Clé des genres), 82.
Scytosiphon. XIX, 98.
Sebastiania. XIV, 95.
Second mémoire sur les canaux sécréteurs des plantes, par M. *Van Tieghem*. I, p. 5.
Securidaca. II, 209, 232, 297, 299.
Sedum. V, 136; VIII, 66. 67, 420; X, 347; XI, 331; XVI, 17, 21, 25, 27, 70, 73, 79.
Segments chromatiques des noyaux sexuels (fixité du Nombre), XIV, 238.
Seigle. III, 47; XVIII, 290, 313.
Sélaginées. VIII, 254.
Selaginella. II, 21; III, 281, 315; VIII, 397.
Sélaginellées. VIII, 552.
Selliguca. XVIII, 240.
Sematophyllum. XX, 48.
Semecarpus. XIX, 8, 16, 45, 47.
Sempervivum. II, 296; X, 347; XVI, 7, 25, 29, 73.
Semonvillea. VIII, 101.
Senebiera. XI, 169.
Senecio. I, 7, 215, 218; II, 235; VI, 76; VII, 305; XI, 46, 79, 241; XX, 275.
Sénécionidées. XI, 58.
Sens du transport de la sève élaborée. X, 307.
Sequoia. IV, 169, 179; VIII, 343, 348; XI, 301; XIX, 313.
Sericographis. I, 329.
Seringia. VI, 223.
Seriola. I, 213; XI, 27, 37.
Serissa. I, 195, 198; X, 384, 385.
Serjania. II, 207, 211; VIII, 170; X, 348; XIII, 364.
Serratula. I, 212; XI, 67.
Sésame. XVIII, 282.
Sesbemus. VIII, 181.
Seseli. X, 369.
Shepherdia. XVII, 49.
Sherardia. VIII, 482.
Shorea. I, 59, 65; VIII, 144.

Sibbaldia. VIII, 199.
Sicyos. VIII, 258; XII, 311.
Sida. VI, 153; VII, 176.
Sidées. VI, 152.
Sideroxylon. I, 256.
Silaus. II, 211.
Silene. V, 136; VIII, 60; XI, 332; XX, 234, 349.
Silphium. X, 290.
Silybum. I, 19.
Simaba. I, 92.
Simaruba. I, 88, 92; VIII, 164.
Simarubacées. X, 348; XVIII, 80.
Simarubées. I, 87; VI, 296; VIII, 164.
Sinapis. VII, 305; VIII, 24, 33, 35, 40, 42; XI, 145, 154.
Siphanthera. XIII, 74.
Siphocalyx. XII, 188, 194, 295.
Siphonocladiées (Affinités), XVI, 342, 343.
Sirocoleum. XV, 347.
Sirogonium. XVI, 279.
Sirosiphon. III, 324.
Sirosiphoniaceæ. V, 51 (Clé des genres), 53.
Sisymbrium. VII, 305; VIII, 35, 40, 41; XI, 136, 149, 150, 169 176; XVIII, 78.
Sisyrinchium. VIII, 324, 518.
Sium. VIII, 463; XIII, 313.
Sleropodium. XVII, 378.
Smilaceæ. X, 146.
Smilacées. V, 18.
Smilax. V, 18, 42; VI, 2, 16, 28; VII, 60, 94.
Smodingium. XIX, 39.
Sobralia. IV, 220, 235; XVIII, 345.
Soies du réceptacle des Composées. XI, 81.
Soja. VIII, 179; X, 353.
Solanaceæ. X, 148.
Solanacées. I, 298, 355.
Solanées. VII, 323; VIII, 235, 467; X, 376; XI, 211, 239, 252, 331; XVIII, 84.
Solanum. I, 125; II, 271, 272; III, 247, 250; V, 136, 141; VI, 342; VII, 301, 307, 323, 358; VIII, 236, 237, 467; X, 376; XI, 212, 240, 253, 373; XII, 188, 210, 184, 360, 364; XVIII, 56, 26; XX, 152, 172, 157, 161.
Solenanthus. I, 296.
Solenocarpus. XIX, 45.
Solenostigma. XVII, 112.
Solidago. I, 9, 213; V, 328, 342, 383, 396; VIII, 270; XI, 43; XVIII, 51; XX, 273.
Sollya. I, 30, 32, 33.
Solmsia. XVII, 186, 236, 257, 260, 261, 267.
Sonchus. I, 15; V, 139; XI, 31, 38, 233; XIV, 6; XVIII, 101.
Sonerila. XIII, 58, 66, 80; XVII, 292.
Sophora. X, 351.
Sorastrum. VII, 165.
Sorbus. VII, 282, 309; X, 354; XII, 181, 188, 194, 212, 271; XX, 258.
Soretia. IV, 272.
Sorghum. VIII, 496; XIII, 98, 100.
Sorindeia. XIX, 9, 43.
Soulamea. I, 92.
Soyeria. XI, 38.
Sparganium. III, 121; VII, 61; VIII, 301, 508.
Sparmannia. VI, 137, 193; VII, 176; VIII, 138; X, 290.
Spartium. V, 388; VII, 305; VIII, 182; XVIII, 80.
Spathandra. XIII, 24.
Spathelia. I, 93.
Spathes. X, 103.
Spathodea. I, 318.
Species sedis incertæ. X, 152.
Spergula. VIII, 60, 417.
Spergularia. X, 347.
Spermacocées. I, 195.
Spermatogemme. XIV, 235.
Spermatozoïdes. XIV, 217.
Spermites. X, 142.
Spermocentre. XIV, 273.
Sphacelariaceæ. XIX, 124.
Sphæralcea. VI, 159.
Sphæria. VII, 4.
Sphærita. IV, 277, 283, 325; VII, 11.
Sphærocarpus. II, 151.
Sphæroclinium. XVII, 200.
Sphærococcus. V, 226.
Sphæropteris. XVIII, 236, 246.
Sphærotrachys. IX, 374.
Sphagnaceæ. XV, 94.
Sphagnum. VII, 179; XV, 94; XVII, 393.
Sphères attractives. XIV, 164.
Sphères directrices (Existence générale dans les cellules végétales). XIV, 265.
Spianea. X, 382.

Spielmannia. X, 382.
Spilanthes. VIII, 487; XX, 152.
Spiræa. VIII, 195; X, 228, 335.
Spiridens. XX, 6, 11, 33.
Spirillum. XVI, 92.
Spirochæte. XVI, 92.
Spirodela. VIII, 503.
Spirogyra. IV, 298; VII, 118, 332.
Spiroptera. XIV, 239.
Spirulina. XV, 277; XVI, 92, 95; XVI, 249; XIX, 163.
Splachnaceæ. XV, 59.
Splachnobryum. II, 82, 89.
Spondias. I, 90; XIX, 5, 33, 45, 46.
Sponia. XVII, 115.
Spores (Dissémination des) chez les Cryptogames vasculaires, par M. *Leclerc du Sablon*. II, 5.
Spores des Nostocacées. III, 335.
Sporogone des Hépatiques. II, 126.
Squamariaceæ. XIX, 61.
Staavia. XII, 148.
Stachystaphylos. X, 382.
Stachytarpheta. I, 336.
Stachyurus. X, 336.
Stanhopea. IV, 203, 220, 235; XVIII, 345.
Stapelia. I, 288, 289; II, 301; X, 239; XIV, 11, 129.
Staphylea. VIII, 170.
Statice. I, 350; IV, 3, 26, 67, 108, 111; V, 157, 161, 166; VIII, 233.
Staticeæ. IV, 90.
Stéaroptènes. XVIII, 319.
Stehelina. XI, 68.
Stèle. III, 276.
Stèle des Cryptogames vasculaires, XVIII, 136.
Stellera. XVII, 197, 199, 227.
Stellaria. III, 252; VIII, 60, 418.
Stemodia. I, 304.
Stenactis. XI, 44.
Stenocarpus. XVII, 23, 26.
Stenodon. XIII, 74.
Sténolobées. XIV, 134.
Stentor. VII, 168.
Stephanodaphne. XVII, 200, 229.
Stephanosphæra. VII, 107, 156.
Stephanotis. X, 380.
Sterculia. I, 75, 76; VI, 135, 136, 198; VII, 176; VIII, 134, 136.
Sterculiaceæ. X, 150.
Sterculiacées. I, 75; VI, 129, 198, 231, 233, 235, 240; VIII, 134; X, 335.
Sterculiées. VI, 198.
Stereocaulon. XV, 270.
Stéréome. XI, 80.
Stéréome hypodermique, fasciculaire médian. XI, 22.
Stereophyllum. II, 82, 97.
Stereum. IX, 280.
Stichococcus. IX, 3, 19.
Stictyosiphon. XIX, 103.
Stifftia. I, 11, 216, 221.
Stigeoclonium. VII, 157; XVI, 268, 269, 272, 345, 347.
Stigmaphyllum. XVII, 221.
Stigonema. III, 324, 335; V, 62 (Clé des espèces); V, 64.
Stillingia. XIV, 94.
Stipules. VI, 1; (Définition), VI, 4; (Trois régions), VI, 41.
Stipule et ligule. VI, 14.
Stipules (en existe-t-il chez les Monocotylédones?), VI, 14.
Stipules épines. VI, 65.
Stirlingia. XVII, 13.
Stizophyllum. I, 318, 319, 322.
Stomates (lumière et ombre). V, 355.
Stomates. VI, 230; XI, 85; XIII, 265.
Stonoloma. XVIII, 237.
Stranvœsia. VIII, 196; XII, 179.
Stratiotes. III, 106, 120, 122, 141, 146; VIII, 335, 337, 522; IX, 74; XI, 323; XVII, 298.
Strebluus. XVII, 111.
Strelitzia. VII, 281, 313, 341, 362, 365.
Streptopogon. II, 82, 87.
Strobilanthes. I, 326, 327.
Strobus. VII, 45.
Stromatopteris. XVIII, 179.
Strongylocentrotus. XIV, 261, 272.
Strophanthus. I, 280; X, 378; XIV, 109, 137.
Stropharia. III, 90; IX, 190, 237, 254, 258, 370.
Structure et affinités des Mémécylées. XIII, 23, 374.
Structure et affinités des Mélastomacées, par M. *Van Tieghem*. XIII, 374.
Structure et affinités des Mélastomacées (2^{e} addition), par M. *Van Tieghem*. XV, 369.

Structure et affinités des Thyméléacées et des Pénéacées, par M. *Van Tieghem*. XVII, 185.
Structure des bractées et feuilles par rapport à leur orientation. XI, 71.
Structure comparée du bois secondaire dans les apétales, par M. *Houlbert*. XVII, 1.
Structure des feuilles (sous l'influence de la lumière). V, 311.
Structure des racines (Influence du milieu sur la), par M. *Costantin*. I, 135.
Structure des Saxifragacées. XII, 1.
Structure du sporogone. II, 152.
Struthiola. XVII, 200, 227, 230, 268.
Struthiopteris. VIII, 373, 374; XVIII, 136, 185, 210.
Strychnées. II, 256.
Strychnos. I, 291, 292; II, 213, 257; X, 377; XIII, 31; XVII, 220, 221.
Stylapterus. XVII, 277, 280, 289.
Stylidiées. VIII, 257.
Stylobates. IX, 343.
Styraceæ. X, 149.
Styracées. I, 267; VIII, 235.
Styrax. X, 69.
Suæda. II, 246.
Subhymenium. IX, 251.
Substances transportées par le liber. X, 302.
Suc propre. XIV, 1.
Suçoirs. VI, 92.
Suçoirs (Nature morphologique). VI, 111.
Suçoir et racine. VI, 112.
Sulfate de potassium. XV, 229.
Sulfate de calcium. XV, 231, 241.
Sureau. XV, 149.
Sur l'amidon et les leucites, par M. *Schimper*. VI, 77.
Sur la feuille des Butomées par M. *Sauvageau*. XVII, 295.
Sur les noyaux des Hyménomycètes, par M. Kolderup *Rosenvinge*. III, 75.
Sur les poils radicaux géminés, par M. *Van Tieghem*. VI, 127.
Sur la structure et les affinités des Mémécylées, par M. *Van Tieghem*. XIII, 23, 374.
Sur les feuilles de quelques Monocotylédones aquatiques, par M. *Sauvageau*. XIII, 103.
Sur la localisation de l'émulsine dans les amandes, par M. *Johanssen*. VI, 118.
Sur la pollinisation et ses effets chez les Orchidées, par M. *Guignard*. IV, 202.
Sur la Polystélie, par MM. *Van Tieghem et Douliot*. III, 275.
Suriana. I, 93.
Svitramia. XIII, 74.
Swintonia. XIX, 16, 47.
Sycios. XII, 185, 191, 210.
Sylibum. XI, 62, 79.
Symblepharis. XV, 50.
Symphonema. XVII, 13.
Symphonia. I, 40.
Symphoricarpos. X, 386; XII, 189, 344.
Symphoricarpus. I, 187; XIX, 120.
Symphytum. X, 105; XVIII, 91; XX, 161.
Symploca. XV, 269; XVI, 104.
Symplocos. I, 267.
Synanthrose. XVIII, 310.
Synaphea. XVII, 13.
Synaptolepis. XVII, 197, 211, 228.
Synchytrium. IV, 231, 281.
Syngramme. XVIII, 240.
Synopsis des Agaricinées. IX, 394.
Synthèse des Lichens, par M. *Bonnier*, IX, 1.
Syringa. I, 269, 271, 272; III, 35; IV, 139, 142; V, 335, 362; X, 380; XIII, 356; XVIII, 339.
Syrrhopodon. II, 82, 88; XX, 2, 5, 9, 13, 23.

T

Tabac. II, 323, 348.
Tabernæmontana. I, 280; X, 378; XIV, 129, 137.
Tableau des genres de Plombaginées. IV, 94.
Tableau des Corymbifères. XI, 50.
Tæda. VII, 46.
Tænitis. XVIII, 240.
Tagetes. I, 10, 47, 50, 55, 210, 213; III, 167; VI, 275, 279, 321; VII, 302.
Talinum. VIII, 64.

Tamarindus. VIII, 183.
Tamariscinées. V, 173; X, 346.
Tamus. VI, 16; VII, 320, 356; X, 221.
Tanacetum. V, 330; XI, 47, 79, 241.
Tanghinia. X, 379.
Tanin. VI, 229.
Tapinia. IX, 369, 385.
Tapirira. XIX, 23, 45.
Taraxacum. XI, 30, 39; XX, 279.
Tarchonantus. X, 387.
Targionia. II, 148, 167.
Tarrietia. I, 77; VI, 202.
Taughinia. I, 282; X, 379.
Tavernia. IV, 99.
Taxineæ. X, 145.
Taxinées. XI, 305.
Taxithelium. II, 82, 96.
Taxodiées. XIX, 188, 343.
Taxodinées. XIX, 350.
Taxodium. XIX, 172, 180, 287, 305.
Taxus. I, 117; VIII, 25, 343, 350, 526; XI, 285, 306; XIX, 171, 174, 179, 180, 181, 187, 193, 202.
Tayloria. XV, 59.
Technique (Laticifères), XIV, 16, 166, 303; XVIII, 265.
Tecoma. I, 319; II, 211, 276, 279; III, 250; VII, 298; VIII, 253; X, 200, 233, 239, 240, 291; XVIII, 60, 94.
Tectona. VIII, 255.
Teesdalia. VIII, 40; X, 127; XI, 136.
Teinture d'orcanette. XVIII, 266.
Telamonia. IX, 197, 366, 373.
Tellima. XII, 7, 150.
Telopea. XVII, 23.
Tenagocharis. XVII, 318.
Terébinthacées. XIX, 1.
Terminalia. XVII, 276.
Ternstrœmiacées (Canaux sécréteurs). I, 43.
Ternstrœmiacées. VIII, 138; X, 336.
Testidunaria. VIII, 322.
Tetilla. XII, 69.
Tetragonia. VIII, 68; XV, 167.
Tetragonolobus. VIII, 177; XV, 137.
Tetraphis. XVII, 339.
Tetraplodon. XVII, 339; XV, 60.
Tetraselmis. VII, 141, 142, 143.
Tetraspora. VII, 157, 164; XVI, 302.
Tetrazygia. XIII, 63.
Teucrium. I. 346; V. 331, 352; XX, 297, 330.
Thalassiophyllum. XV. 41,
Thalictrum. VIII, 117; X, 333; XX, 225, 320.
Thamnium. II, 82, 94; XVII, 381.
Thea. X, 337; VIII, 139.
Thécanthes. XVII, 201, 227, 262.
Thelephium. XVI, 21.
Thelephora. III, 80.
Thélvgonées. VIII, 90.
Thélygonum. VIII, 90.
Theobroma. I, 78; VI, 213, 343, 344; VII, 176; VIII, 135; X, 336.
Théobromées. VI, 213.
Theophrasta. I, 247, 252; VIII, 232.
Thermocalorimètre de Regnault. XVIII, 14.
Thesium. II, 181, 182, 189, 192, 195; VI, 90, 104, 113; VIII, 110, 581.
Thespesia. VI, 167.
Thiloa. XVII, 276.
Thlaspi. XI, 137, 147.
Thomasia. I, 78; VI, 136, 222.
Thrinax. VII, 65.
Thrincia. XI, 18, 28, 37.
Thuia. XI, 285.
Thuidium. II, 82, 94, 95; VII, 14; VIII, 367; XV, 78.
Thunbergia. I, 327; II, 259, 260, 262, 287; VII, 286; XV, 153; XVII, 221; XVIII, 97.
Thunbergiées. I, 331.
Thuya. VI, 322; VIII, 25; XIX, 172, 181, 182, 184.
Thylachium. VIII, 51, 52.
Thymelaea. XVII, 198.
Thymeleæ. X, 148; XVII, 188, 227, 229, 262.
Thyméléacées. VIII, 104; X, 332; XI, 262; XVII, 83, 101, 174, 185, 186, 273.
Thymélées. XVII, 273.
Thymus. I, 345, 347; XVIII, 370; XX, 302.
Thyrsacanthus. I, 326.
Thyrsodium. XIX, 8, 28, 33, 44.
Tiarella. XII, 7, 50.
Tibouchina. XIII, 58, 72.
Tidæa. I, 312.
Tige (Cryptogames vasculaires), XVIII, 158.
Tige des Auricules. III, 283, 293.
Tige des Dicotylédones. II, 202.
Tige des Dicotylédones (Nœuds et entre-nœuds). XIII, 374.

Tige des Fougères. III, 312; XI, 1.
Tige des Gleicheniacées. XVIII, 170.
Tige des Graminées (Croissance terminale). XIII, 93.
Tige des Gunnera. III, 307.
Tige des Primevères. III, 287.
Tige des Phanérogames (Croissance terminale), par M. *Douliot*. XI, 283.
Tige des Thyméléacées. XVII, 189.
Tilia. I, 76; III, 39; VI, 133, 135, 185; VII, 176; VIII 137; X, 200, 213, 217, 222, 237, 240, 244, 259, 282, 288, 308.
Tiliacées. VI, 129, 179, 228, 231, 232, 235; VIII, 137, 438; X, 335.
Tiliacées (Classification). VI, 239.
Tiliées. VI, 184.
Tillæa. VIII, 67; X, 347.
Tilleul. II, 355; X, 310; XV, 188.
Timmia. XV, 67.
Tinnantia. VIII, 572.
Tinus. I, 187; III, 39; VI, 133, 135; VII, 176.
Tissu conjonctif. VI, 343.
Tissu lactifère (Classification), XIV, 145.
Tittmannia. XII, 149.
Tmesipteris. II, 24; III, 315.
Tococa. XIII, 59, 63.
Todea. II, 14; VIII, 379; XVIII, 135, 185, 233.
Toddalia. X, 347.
Tolmica, XII, 7.
Tolpis. XI, 18, 25, 36, 37.
Tolypothrix. III, 333, 335; XV, 118, 284.
Topinambour. XIV, 359.
Topobea. XIII, 25, 60, 81.
Tomates. XVIII, 308.
Tordyline. I, 155.
Tornelia, I, 156, 159, 160, 166, 173, 174, 176; VIII, 289, 506; XIII, 116.
Torreya. XI, 305; XIX, 181, 187, 202.
Tournefortia. I, 294, 295.
Tovomita. I, 40; X, 339.
Tozzia. VI, 96.
Trachelomonas. IV, 283.
Trachelospermum. I, 278.
Trachycarpus. VIII, 65.
Trachypus. XV, 74.
Trachystemon. I, 294, 295.
Tradescantia. VIII, 314, 513; XI, 320; XIV, 169, 238, 269.
Tragopogon. I, 15, 18; V, 135; VI, 276, 308; VII, 305; XI, 29, 39.
Transpiration comparée des plantes grasses et des végétaux ordinaires. XVI, 77.
Transpiration des plantes grasses. XVI, 1.
Transpiration des Cactées. XVI, 84.
Transport des matériaux par le liber. X, 293.
Trapa. III, 121, 124; VIII, 9, 10, 12, 13, 209, 456; X, 366; XII 337.
Trattinickia. XIX, 46, 48.
Treculia. XIV, 116.
Trematodon. II, 82, 84; XVII, 330; XX, 10.
Trémandrées. VIII, 172.
Trembleya. XIII, 74.
Trentepohlia. IX, 19; XVI, 301.
Trianthema. VIII, 68.
Tribulus. VIII, 161.
Tribus de Plombaginées. IV, 89.
Tribuum conspectus (Nostocacées), III, 337.
Trichilia. X, 347.
Trichocladus. XII, 140, 147.
Trichodesmium. XVI, 95, 193.
Tricholoma. III, 82, 85, 91; IX, 195, 200, 202, 210, 213, 217, 232, 286, 347, 395.
Tricholomés. IX, 346.
Trichomanes. II, 13; VIII, 376, 535; XI, 10; XVIII, 114, 161, 171, 176, 178, 197, 240, 243.
Trichome des Nostocacées. III, 327.
Trichome des Oscillariées. XV, 277.
Trichopila. XVIII, 344.
Trichosanthes. XI, 196; VIII, 479.
Trichosteleum. XX, 13, 51.
Trichostomum. XV, 55.
Tricoscypha. XIX, 44.
Tridesmis. I, 52; X, 344, 346.
Trifolium. III, 262; V, 333; VI, 5; VIII, 448; X, 108, 113, 157, 352; XX, 246.
Triglochin. VIII, 509.
Triglochinées. VIII, 305, 509.
Trigonella. VIII, 181.
Trillium. XII, 188, 189, 382.
Triolena. XIII, 66.
Triomma. XIX, 48.
Triosteum. I, 186, 189.

Tripteris. VIII, 487.
Tristemma. XIII, 71.
Triticum. VI, 43; VII, 66; IX, 157; XIII, 100; XX, 93, 152.
Tritonia. VII, 288.
Triumfetta. VI, 189.
Trochetia. VI, 205.
Trogia. IX, 216, 239, 253, 330.
Tropoeolées. VIII, 155, 573.
Tropoeolum. I, 149; VII, 298, 308, 359; VIII, 155, 158; IX, 157; XII, 191, 199, 241.
Tsuga. VII, 41.
Tubaria. IX, 262, 355, 396.
Tubariés. IX, 355.
Tubes centraux. XIV, 38, 80.
Tubes corticaux. XIV, 38, 86.
Tubes cotylédonaires. XIV, 41.
Tubes criblés. X, 207, 227; XI, 192.
Tubes criblés (Variations avec l'âge et les saisons). X, 309.
Tubes criblés (Phases successives par lesquels ils passent). X, 315.
Tubes criblés (Cryptogames vasculaires). XVIII, 191.
Tubuliflores (Canaux sécréteurs). I, 6.
Tulasnea. XIII, 74.
Tulipa. VII, 296; VIII, 319; XIV, 181, 216, 243.
Tunerella. XIX, 75.
Tunica. VIII, 60, 417.
Turgescence des cellules dans les diverses parties d'une vrille. V, 34.
Turgescence et transpiration. XVI, 48, 60.
Turritis. XI, 137.
Tussilaginées. XI, 59.
Tussilago. I, 7; V, 352, 378; VII, 310; XI, 42, 79.
Tylophora. I, 288, 289.
Typha. VII, 66, 99; VIII, 234, 240, 282, 300, 508; XVIII, 42.
Typhaceæ. X, 146.
Typhacées. VIII, 300, 508.
Typhulæ. IX, 205.
Tyrosine. XV, 239.

U

Ulex. X, 100, 220, 349; XV, 130.
Ulmaceæ. X, 147.
Ulmées. VIII, 88.
Ulmoïdées. XVII, 113.
Ulmus. III, 39; X, 97, 214, 222, 228, 255; XVII, 123.
Ulopteryx. XV, 44.
Ulota. XV, 57.
Ulothrix. XIX, 142.
Ulva. XVII, 157; XIX, 145.
Ulvaceæ. XIX, 145.
Ulvella. XVI, 267, 294, 300; XIX, 134.
Umbilicus. VIII, 67.
Uncaria. I, 193, 198.
Ungeria. VI, 210.
Urena. VI, 161.
Urénées. VI, 161.
Urospora. IX, 338; XIX, 130.
Urospermum. XI, 29, 39.
Urtica. III, 164; V, 136; VIII, 79, 82, 426; X, 329; XIV, 137; XV, 129; XX, 303.
Urticacées. VIII, 426; X, 329; XVII, 103.
Urticacées (Laticifères); XIV, 1, 112.
Urticacées (Résumé). XIV, 118; XVII, 128; XVIII, 67, 175.
Urticées. VIII, 79; XI, 325.
Urticoïdées. XVII, 105.
Utricularia. III, 121; XIII, 289.

V

Vaccaria. VIII, 60, 417.
Vacciniacées. I, 240, 353.
Vaccinieæ. X, 149.
Vaccinium. I, 240, 243; VIII, 226; X, 73, 373; XII, 194, 202, 216, 351; XII, 191; XX, 283.
Vaginariæ. XV, 290, 291.
Vaginularia. XVIII, 207.
Vahlia. XII, 7, 62, 157.
Vaisseaux propres. XIV, 1.
Valeriana. I, 206; III, 187, 243, 250; VIII, 263, 486.
Valérianées. I, 206, 352; VIII, 262, 486; X, 386.
Valerianella. VIII, 263.
Valeur morphologique et signification des globules polaires. XIV, 220.
Vallisneria. III, 103; VII, 60, 67; VIII, 520; IX, 102.
Valonia, XVI, 343.

Valoradia. IV, 8 ; V, 158, 162.

Vampyrelle. IV, 245, 273 ; VII, 108.

Vampyrelle (Classification). IV, 253 ; VII, 168.

Vampyrelles. IV, 244, 319.

Vampyrellées. IV, 274.

Vanda. I, 140, 141, 151, 155, 163 ; IV, 203, 211, 214, 220, 235 ; XVIII, 346, 353.

Vanilla. I, 154, 162, 167 ; IV, 204.

Variations (Recherches sur les) de la respiration, par MM. *Bonnier et Mangin,* II, 315.

Vasivea. VI, 190.

Vateria. I, 65, 74.

Vatica. I, 59, 65, 74 ; VIII, 145.

Vaucheria. IV, 289; IX, 19; XVI, 279; XIX, 124.

Veatchia. XIX, 49.

Veprecella. XIII, 67.

Verbascum. I, 303, 306 ; II, 306; VI, 342 ; VII, 290, 361 ; VIII, 250.

Verbena. I, 339.

Verbenacées. I, 335, 356 ; VIII, 255 ; X, 104, 382.

Verbenesia. VII, 303.

Verbesina. I, 220.

Vernonia. I, 19, 211.

Veronica. III, 166, 176, 243, 244, 249, 252, 255, 257; VIII, 12, 13, 250, 474; XI, 343 ; XX, 288, 330.

Verrucaria. IX, 18, 20.

Vesicaria. VII, 305; VIII, 40; XI, 144, 151, 177.

Vésicules directrices. XIV, 217.

Vestia. I, 303; X, 376.

Vibrissea. II, 51.

Viburnum. I, 185, 186, 187, 189 ; VI, 45 ; VII, 286; VIII, 263; X, 385 ; XII, 162, 188, 194, 233.

Vicia. I, 149, 174 ; II, 218 ; IV, 142, 161 ; V, 352 ; VIII, 10 ; X, 105 ; XV, 130, 138.

Victoria. VIII, 129 ; XIX, 182.

Vigne. X, 229, 310.

Villarsia. II, 273 ; III, 127, 247, 249.

Vinca. I, 278, 287 ; III, 164, 232, 263 ; VIII, 472 ; X, 378, 379 ; XI, 258 ; XIV, 6, 129, 137; XVIII, 59.

Vincetoxicum. XI, 257 ; XIV, 103, 123 ; XX, 286.

Viola. III, 229, 263 ; V, 136, 332 ; VI, 7 ; VII, 286; VIII, 152, 484 ; XV, 168 ; XVIII, 331.

Violacées. VIII, 152, 441.

Violariées. VI, 10.

Virgilia. VIII, 183 ; X, 349 ; XV, 157.

Viscum. II, 197.

Vismia. I, 47.

Visnea. I, 233; IV, 145.

Vitées. VIII, 201 ; X, 359 ; XI, 335.

Vitex. I, 335 ; X, 382 ; XV, 164.

Vitis. V, 19 ; VIII, 201 ; X, 195, 214, 228 ; X, 231, 237, 239, 240, 241, 244, 255, 259, 263, 276, 284, 285, 308, 359 ; XII, 189, 194 ; XIII, 298, 355, 366.

Vittaria. XVIII, 122, 162, 165, 170, 207, 240.

Vogelia. IV, 8, 24, 64, 122 ; V, 158.

Volvaria. IX, 210, 265, 367.

Volvox. VII, 156, 275.

Vriesea. VIII, 329.

Vrille a une face sensible. V, 35.

Vrille dont toutes les faces sont sensibles. V, 35.

Vrille des Smilax. VI, 28.

Vrilles. V, 6.

Vue d'ensemble. X, 144.

W

Waltheria. VI, 220.

Webera. XV, 64 ; XVII, 341.

Weinmannia. X, 361 ; XII, 75, 78, 82.

Weisia. XVII, 329 ; XX, 7, 8, 14.

Weisieæ. XVII, 329.

Welwitschia. XI, 285 ; XIX, 202.

Whitania. I, 300.

Widdringtonia. X, 154.

Wikstrœmia. XVII, 89, 196, 228, 262.

Willughbeia. XVII, 222.

Wilsoniella. XX, 14.

Wissadula. VI, 159.

Wistaria. II, 232.

Wisteria. II, 302.

Witlavia. VIII, 240.

Wollea. VII, 223.

Wood oil. I, 63.

Woodsia. VIII, 540 ; XVIII, 205, 125, 192, 205.

Woronina. IV, 276.

Wrightia. I, 279, 283.

X

Xanthine. XV, 242, 247.
Xanthium. V, 136 ; VI, 1 ; VIII, 268 ; X, 102.
Xanthoceras. VIII, 168.
Xanthochymus. I, 12, 39, 40, 41, 42 ; VIII, 140 ; X, 338.
Xeranthenium. XI, 69.
Xérophilie. I, 317.
Xeroteæ. IX, 395.
Xérotés. IX, 330.
Xerotus. IX, 331.
Xylomelum. XVII, 26, 34.
Xylophylla. III, 278.
Xyridacées. VIII, 314.

Y

Yucca. VII, 63.
Yunnan (Mousses). XV, 47.

Z

Zacintha. XI, 32.
Zahbrucknera. XII, 50.
Zaluzianska. I, 304.
Zamia. VIII, 358 ; XI, 284.
Zannichellia. XIII, 135, 253, 267, 285.
Zannichelliées. XIII, 252.
Zanonia. II, 269, 305 ; XI, 249.
Zanthoxyleæ. X, 151.
Zanthoxylon. X, 108, 347.
Zea. I, 125 ; VIII, 276, 497 ; XIII, 98 ; XX, 157.
Zelkova. XVII, 119.
Zenobia. I, 235.
Zephritis. XX, 4, 10.
Zingiber. VIII, 332.
Zingibéracées. VIII, 331.
Zingibérées. VIII, 519, 573.
Zingiberites. VII, 67, 103.
Zinnia. VIII, 268, 487.
Ziziphora. I, 344.
Ziziphus. V, 377 ; X, 1, 106 ; XII, 163, 190, 199, 253 ; XIII, 353.
Zone périmédullaire de la tige. XVIII, 37.
Zoospores (Chætophorées). XVI, 348.
Zostera. XI, 309 ; XIII, 110, 122, 126, 166, 213, 248, 281 ; XVI, 338.
Zostérées. XIII, 126.
Zygnema. IV, 298 ; VII, 118 ; XVI, 311.
Zygochytrium. IV, 305.
Zygodon. XX, 8.
Zygopetalum. XVIII, 345, 353.
Zygophylleæ. X, 150.
Zygophyllées. VIII, 161 ; X, 347.
Zygophyllum. X, 98, 100.

FIN DE LA TABLE ALPHABÉTIQUE DES MATIÈRES.

TABLE DES AUTEURS

A

Aubert. Recherches sur la turgescence et la transpiration des plantes grasses. XVI, 1.

Arbaumont (Voir d'*Arbaumont*).

B

Baranetzky. Épaississement des parois des éléments parenchymateux. IV, 135.

Belzung. Recherches morphologiques et physiologiques sur l'amidon et les grains de chlorophylle. V, 179.

Belzung. Nouvelles recherches sur l'origine des grains d'amidon et des grains de chlorophylle. XIII, 5.

Belzung. Recherches chimiques sur la germination et les cristallisations intra-cellulaires artificielles. XV, 203.

Bescherelle (Ém.). Florule bryologique de Mayotte. II, 82.

Bescherelle. Musci Yunnanenses. XV, 47.

Bescherelle. Nouveaux documents pour la flore bryologique du Japon. XVII, 327.

Bescherelle. Florule bryologique de Tahiti. XX, 1.

Bonnier et Mangin. Recherches sur les variations de la respiration avec le développement. II, 315.

Bonnier et Mangin. La fonction respiratoire chez les végétaux. II, 365.

Bonnier et Mangin. Recherches sur l'action chlorophyllienne séparée de la respiration. III, 5.

Bonnier. Recherches sur la synthèse des Lichens. IX, 1.

Bonnier. Recherches sur la chaleur végétale. XVIII, 1.

Bornet et Flahault. Revision des Nostocacées hétérocystées. III, 323.

Bornet et Flahault. Revision des Nostocacées (2e fragment). IV, 343.

Bornet et Flahault. Revision des Nostocacées (3e fragment). V, 51.

Bornet et Flahault. Revision des Nostocacées hétérocystées (4e et dernier fragment). VII, 177.

C

Chauveaud. Recherches embryogéniques sur l'appareil laticifère des Euphorbiacées, Urticacées, Apocynées et Asclépiadées. XIV, 1.

Colomb. Recherches sur les stipules. VI, 1.

Costantin. Recherches sur l'influence qu'exerce le milieu sur la structure des racines. I, 135.

Costantin. Études sur les feuilles des plantes aquatiques. III, 94.

Courchet. Recherches sur les chromoleucites. VII, 263.

D

Dangeard. Recherches sur les Algues inférieures. VII, 105.

Dangeard. Recherches sur les organismes inférieurs. IV, 241.

Daniel. Recherches anatomiques et physiologiques sur les bractées de l'involucre des Composées. XI, 17.

D'Arbaumont. Nouvelles observations sur les cellules à mucilage des graines de Crucifères. XI, 125.

Devaux. Du mécanisme des échanges gazeux chez les plantes aquatiques submergées. XI, 35.

Devaux. Étude expérimentale sur l'aération des tissus massifs. XIV, 296.

De Saporta. Dernières adjonctions à la flore fossile d'Aix en Provence. VII, 5; X, 1.

Dufour. Influence de la lumière sur la forme et la structure des feuilles. V, 311.

Douliot (Voir *Van Tieghem*). VIII, 1.

Douliot. Recherches sur le périderme. X, 324.

Douliot. Recherches sur la croissance terminale de la tige des Phanérogames. XI, 283.

Douliot. Recherches sur la croissance terminale de la tige et de la feuille des Graminées. XIII, 93.

Dumont. Recherches sur l'anatomie comparée des Malvacées, Bombacées Tiliacées, Sterculiacées. VI, 129.

F

Fayod. Notes sur quelques Champignons parasites nouveaux ou peu connus. II, 28.

Fayod. Prodrome d'une histoire naturelle des Agaricinées. IX, 181.

Flahault (Voir *Bornet*).

Flot. Recherches sur la zone périmédullaire de la tige. XVIII, 37.

G

Gain. Recherches sur le rôle physiologique de l'eau dans la végétation. XX, 63.

Garcin. Recherches sur l'histogenèse des péricarpes charnus. XII, 175.

Gomont. Monographie des Oscillariées (Nostocacées homocystées). XV, 263.

Gomont (2e partie). Lyngbyées, XVI, 91.

Guignard. Observations sur les Santalacées. II, 181.

Guignard. Sur la pollinisation et ses effets chez les Orchidées. IV, 202.

Guignard. Nouvelles études sur la fécondation, comparaison des phénomènes morphologiques observés chez les plantes et les animaux. XIV, 163.

Guignard. Observations sur l'appareil mucifère des Laminariacées. XV, 1.

H

Hansen. Nouvelles recherches sur la circulation du *Saccharomyces apiculatus* dans la nature. XI, 351.

Hérail. Recherches sur l'anatomie comparée de la tige des Dicotylédones. II, 203.

Houlbert. Recherches sur la structure comparée du bois secondaire. XVII, 1.

Huber. Contributions à la connaissance des Chætophorées épiphytes et endophytes et de leurs affinités. XVI, 265.

J

Jadin. Recherches sur la structure et les affinités des Térébinthacées. XIX, 1.

Janczewscki. Organisation dorsiventrale dans les racines d'Orchidées II, 55.

Johannsen. Sur la localisation de l'émulsine. VI, 118.

L

Lamounette. Recherches sur l'origine morphologique du liber interne. XI, 193.

Leblois (Mlle). Recherches sur l'origine et le développement des canaux sécréteurs et des poches sécrétrices. VI, 247.

Lecler du Sablon. Recherches sur la

structure et la déhiscence des anthères. I, 97.

Lecler du Sablon. Recherches sur la dissémination des spores chez les Cryptogames vasculaires. II, 5.

Lecler du Sablon. Recherches sur le développement du sporogone des Hépatiques. II, 126.

Lecler du Sablon. Recherches sur l'enroulement des vrilles. V, 5.

Lecler du Sablon. Recherches sur les organes d'absorption des plantes parasites. VI, 90.

Lecler du Sablon. Recherches anatomiques sur la formation de la tige des Fougères. XI, 1.

Lecomte. Contribution à l'étude du liber des Angiospermes. X, 193.

Lemaire. Recherches sur l'origine et le développement des racines latérales chez les Dicotylédones. III, 163.

M

Mangin (Voir *Bonnier*).

Maury. Études sur l'organisation et la distribution géographique des Plombaginées. IV, 1.

Mesnard. Recherches sur la formation des huiles grasses et des huiles essentielles dans les végétaux. XVIII, 257.

Müntz. Recherches chimiques sur la maturation des graines. III, 45.

P

Petit. Le pétiole des Dicotylédones au point de vue de l'Anatomie comparée et de la Taxinomie. VI, 342.

Prunet. Recherches sur les nœuds et les entre-nœuds de la tige des Dicotylédones. XIII, 374.

Poirault. Recherches anatomiques sur les Cryptogames vasculaires. XVIII, 113.

R

Radais. Contribution à l'étude de l'Anatomie comparée du fruit des Conifères. XIX, 164.

Rosenvinge. Sur les noyaux des Hyménomycètes. III, 75.

Rosenvinge. Les Algues marines du Groenland. XIX, 53.

Russel. Recherches sur les bourgeons multiples. XV, 95.

S

Saporta (Voir *de Saporta*).

Sauvageau. Sur les feuilles de quelques Monocotylédones aquatiques. XIII, 103.

Sauvageau. Sur la feuille des Butomées. XVII, 295.

Schimper. Sur l'amidon et les leucites. VI, 77.

T

Thouvenin. Recherches sur la structure des Saxifragacées. XII, 1.

Tieghem (Voir *Van Tieghem*).

Timiriazeff. État actuel de nos connaissances sur la fonction chlorophyllienne. II, 99.

V

Van Tieghem (Ph.). Second mémoire sur les canaux sécréteurs des plantes. I, 5.

Van Tieghem et Douliot. Sur la Polystélie. III, 275.

Van Tieghem. Recherches sur la disposition des radicelles et des bourgeons dans les racines des Phanérogames. V, 130.

Van Tieghem. Sur les poils radicaux géminés. VI, 127.

Van Tieghem. Sur les fibres libériennes primaires de la racine des Malvacées. VII, 176.

Van Tieghem. Sur le réseau de soutien de l'écorce de la racine. VII, 375.

Van Tieghem et Douliot. Recherches comparatives sur l'origine des membres endogènes dans les plantes vasculaires. VIII, 1.

Van Tieghem. Sur la structure et les affinités des Mémécylées. XIII, 23. — Addition au mémoire précédent. XIII, 374.

Van Tieghem. Deuxième addition aux recherches sur la structure et les affinités des Mélastomacées. XV, 369.

Van Tieghem. Recherches sur la structure et les affinités des Thyméléacées et des Pénéacées. XVII, 185.

Vesque. Caractères des principales familles gamopétales, tirés de l'anatomie de la feuille. I, 182.

Vuillemin. Recherches sur quelques glandes épidermiques. V, 152.

W

Went. Étude sur la forme du sac embryonnaire des Rosacées. VI, 331.

FIN DE LA TABLE ALPHABÉTIQUE DES AUTEURS.

TABLE DES ARTICLES

CONTENUS DANS CE VOLUME

Florule bryologique de Tahiti et des îles Nukahiva et Mangareva, par M. E. Bescherelle.......... 1

Recherches sur le rôle physiologique de l'eau dans la végétation, par M. E. Gain.......... 63

Recherches expérimentales sur l'adaptation des plantes au climat alpin, par M. G. Bonnier.......... 217

TABLE DES MATIÈRES

PAR NOMS D'AUTEURS

Bescherelle (E.). — Florule bryologique de Tahiti et des îles Nukahiva et Mangareva.......... 1

Bonnier (G.). — Recherches expérimentales sur l'adaptation des plantes au climat alpin.......... 217

Gain (E.). — Recherches sur le rôle physiologique de l'eau dans la végétation.......... 63

Table des Annales des Sciences naturelles (septième série, 1885-1894.) 361

TABLE DES PLANCHES

ET DES FIGURES DANS LE TEXTE CONTENUES DANS CE VOLUME

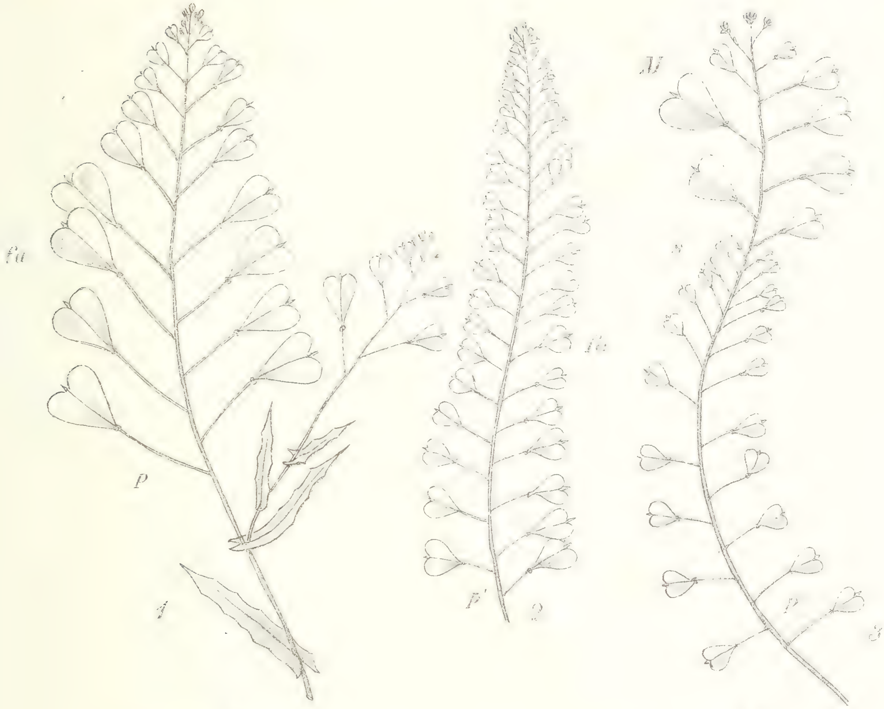
Planches 1 à 4. — Rôle de l'eau dans la végétation.

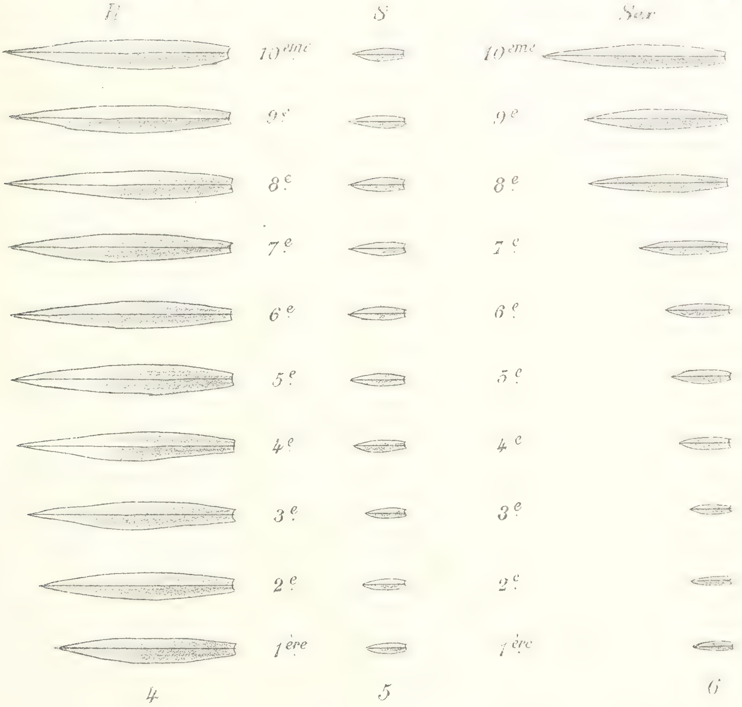
Planches 5 à 16. — Modifications produites dans la forme des plantes par le climat alpin.

Figures dans le texte 1 à 19. — Courbes montrant le rôle de l'eau dans la végétation.

Figures dans le texte 20 à 48. — Modifications produites dans la structure des plantes par le climat alpin.

1311-96. — Corbeil. Imprimerie Crété.

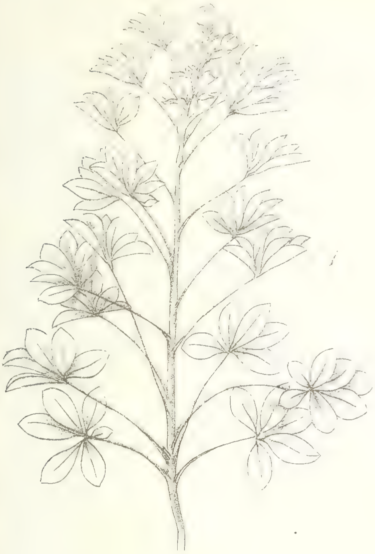

Fu
P
1
R
F'
2
M
P
3


H
S
Ser
10eme
9e
8e
7e
6e
5e
4e
3e
2e
1ère
10eme
9e
8e
7e
6e
5e
4e
3e
2e
1ère
4
5
6

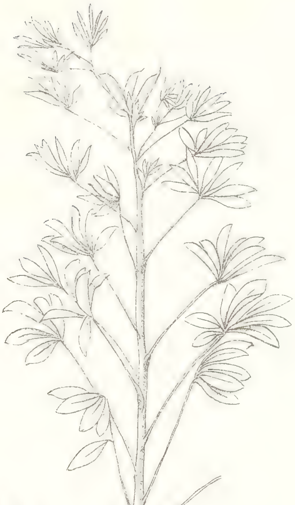
A. Bénard del. et sc.
G. Masson Editeur.
Impies Lemercier, Paris.

Rôle physiologique de l'eau dans la végétation.

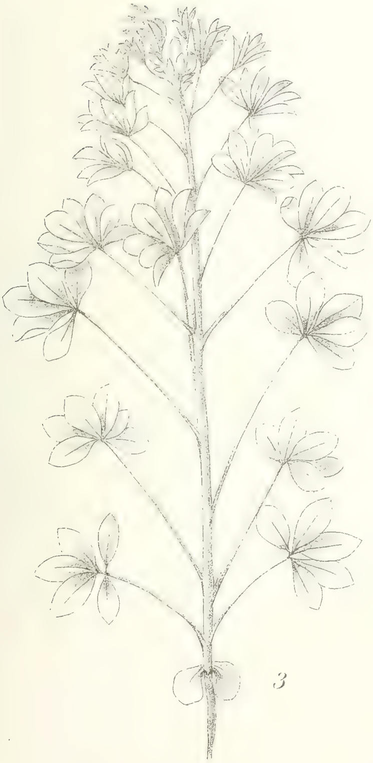
BRITISH MUSEUM NATURAL HISTORY



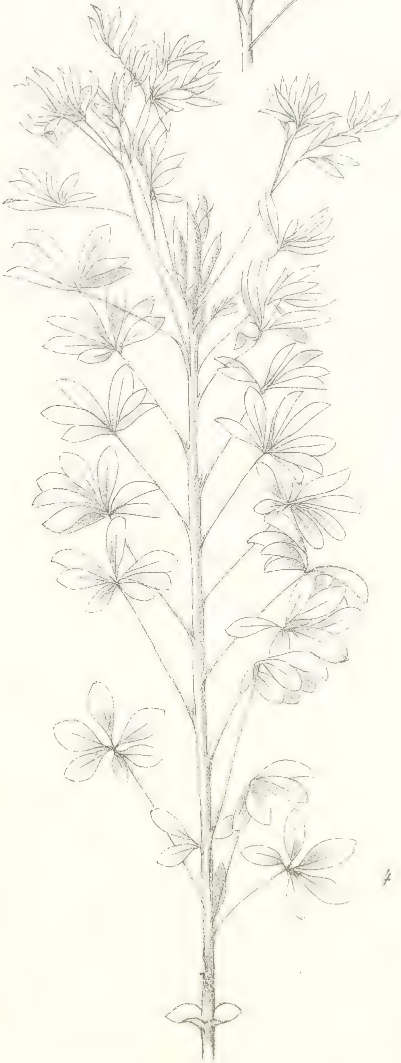
1



2



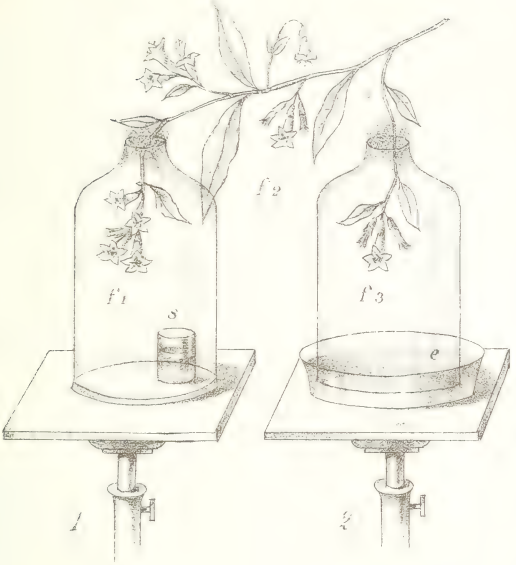
3

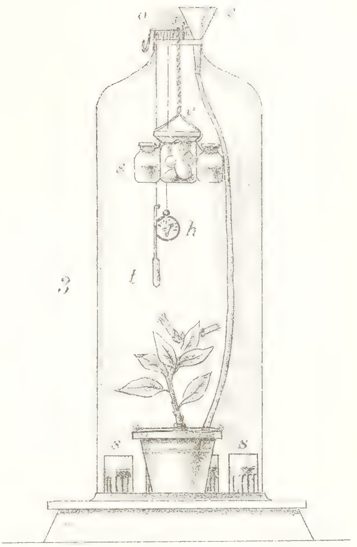


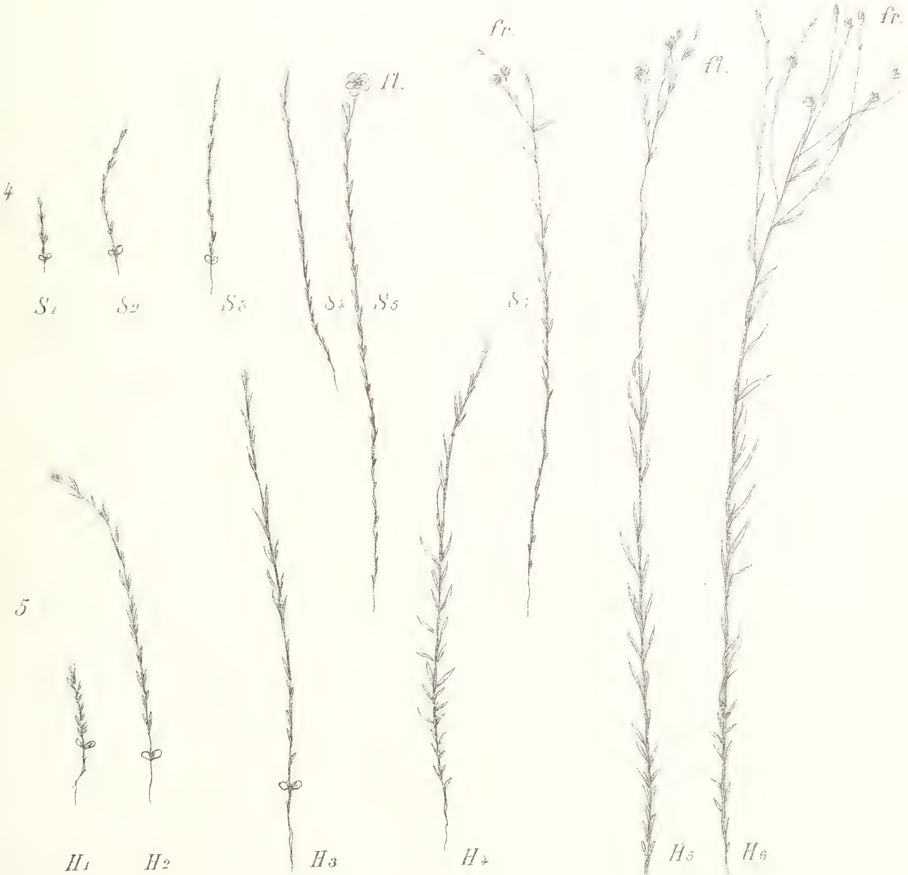
4

A. Bénard del. et sc. G. Masson Editeur. Impies Lemercier, Paris.

BRITISH MUSEUM
NATURAL HISTORY


f1
f2
f3
s
e
1
2

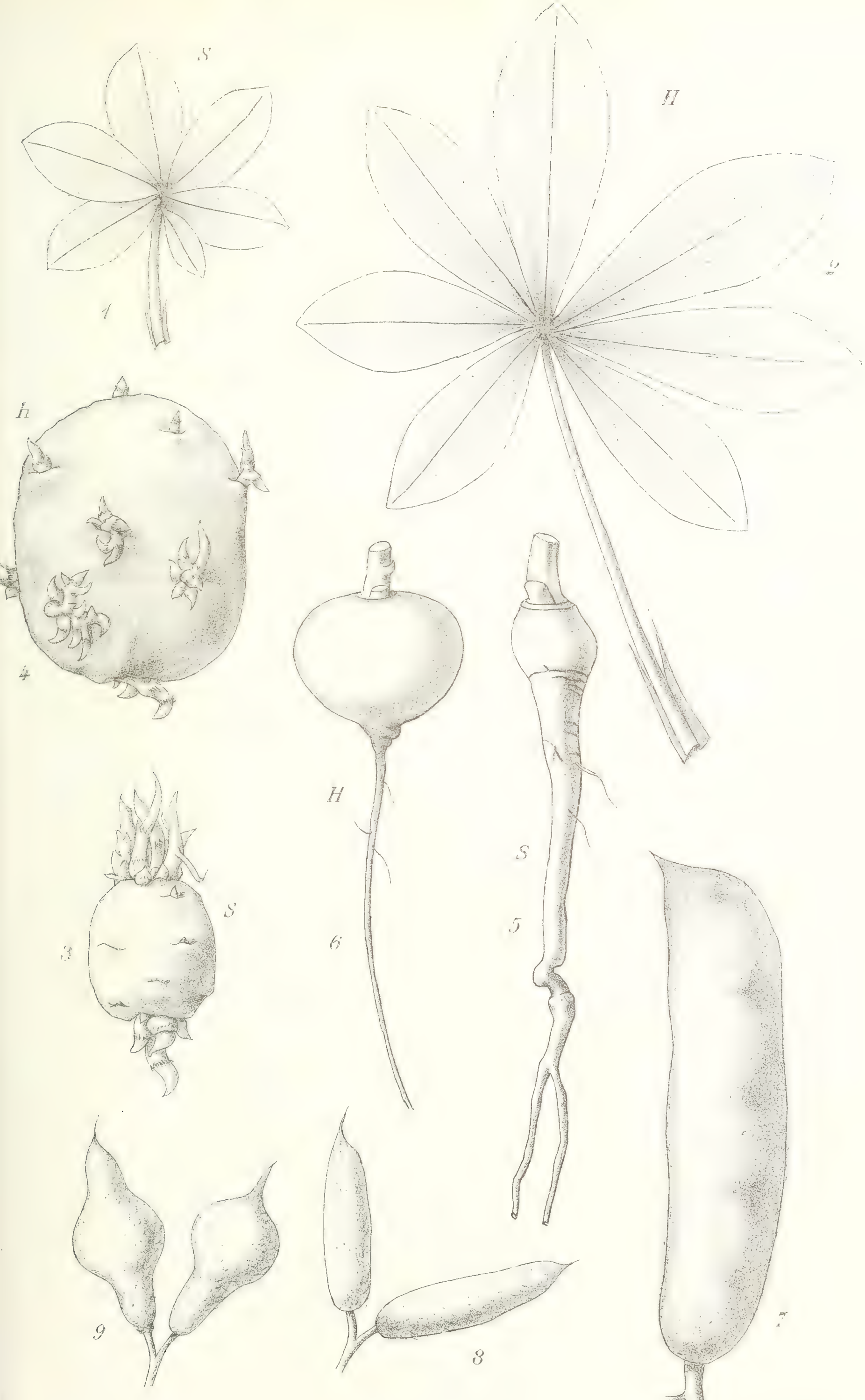



4
fr.
fl.
fl.
fr.
S1
S2
S3
S4
S5
S7
5
H1
H2
H3
H4
H5
H6

A. Bénard del. et sc. G. Masson Editeur Impies Lemercier, Paris

BRITISH MUSEUM NATURAL HISTORY

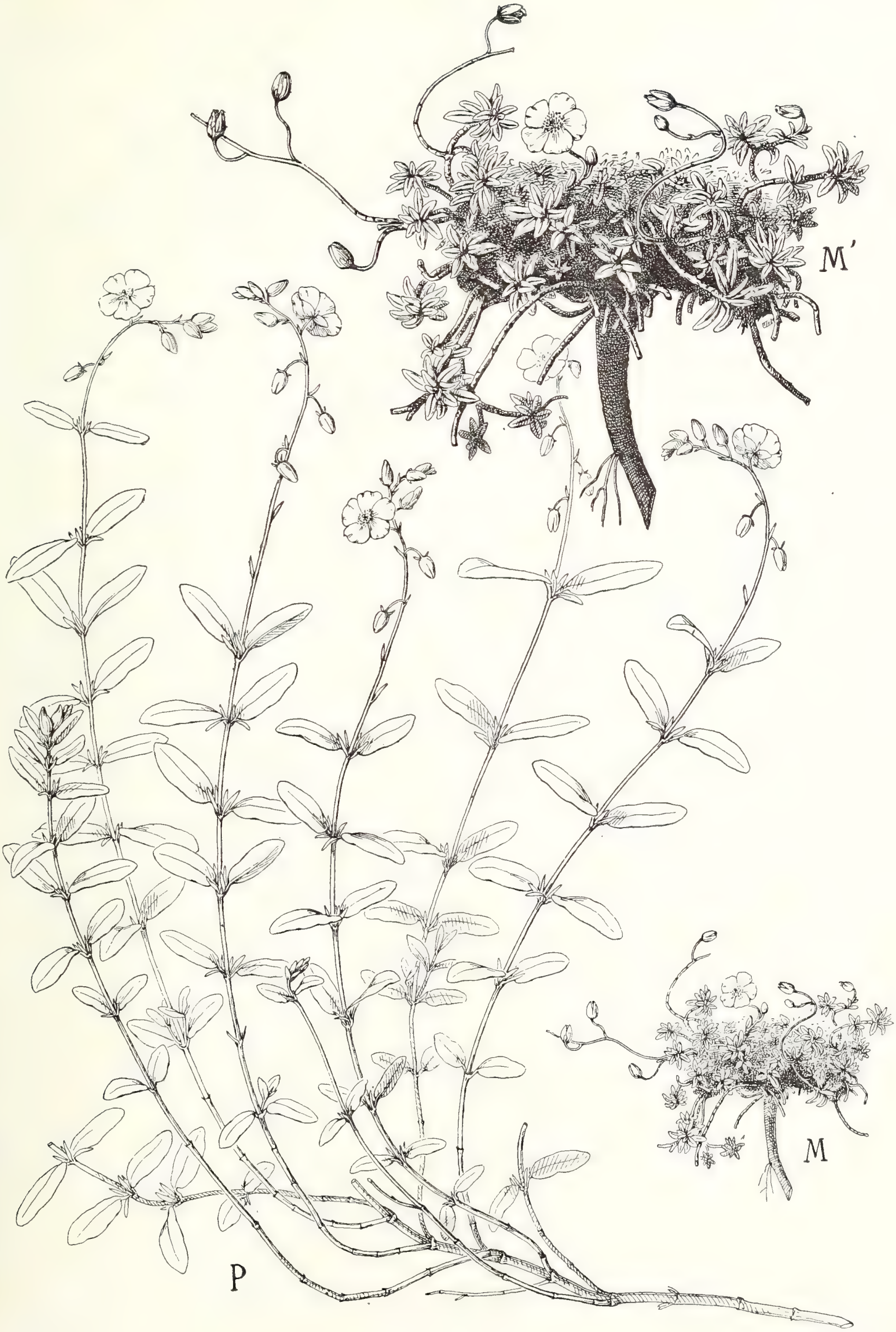
Ann. des Scienc. nat. 7e Série. *Bot. Tome 20. Pl. 4.*


S
1
H
2
h
4
H
6
S
5
S
3
7
9
8

A. Bénard del. et sc. G. Masson Editeur. Imp. Lemercier, Paris.

Rôle physiologique de l'eau dans la végétation.

BRITISH MUSEUM
NATURAL HISTORY

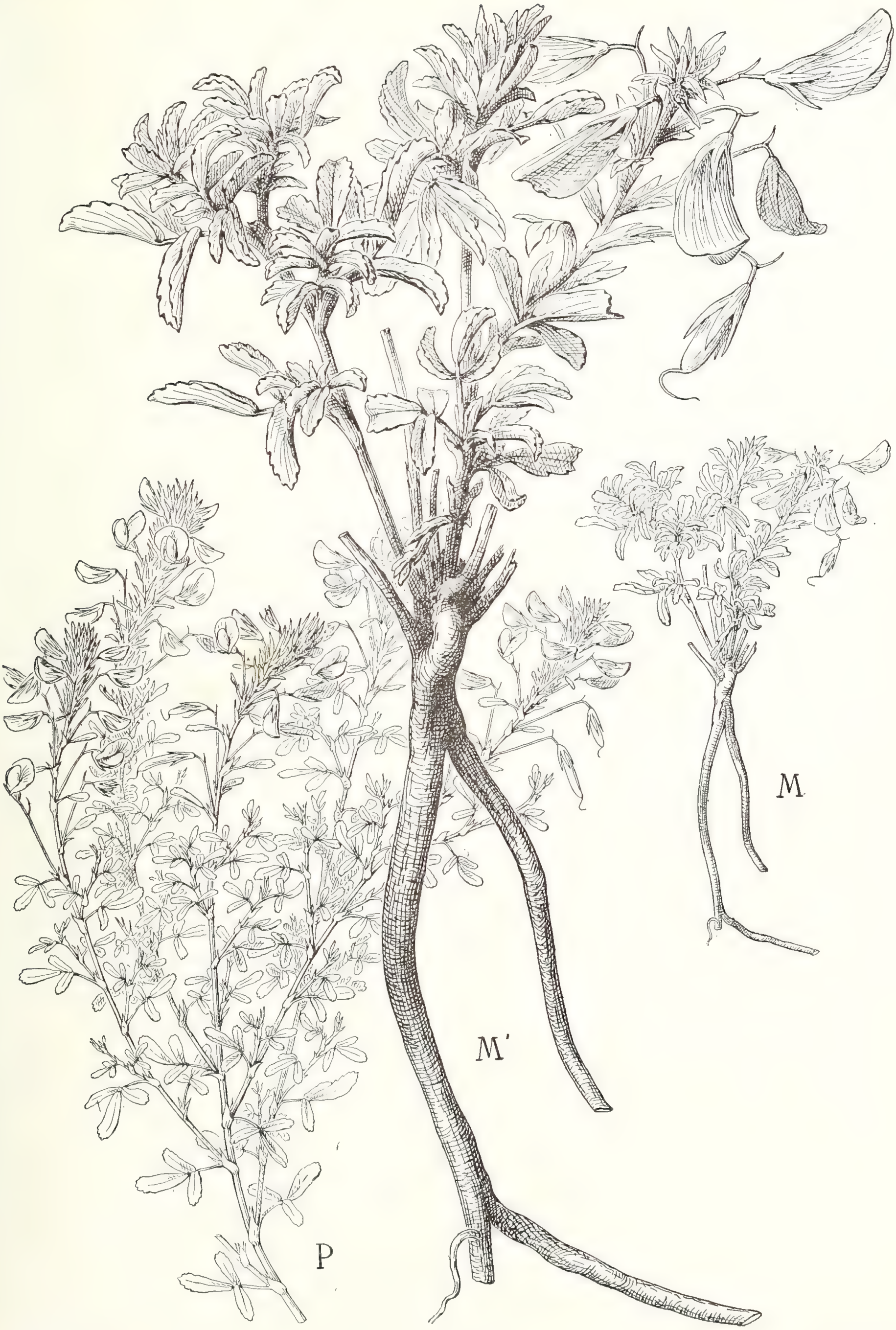


B. Herincq del. *Imp. Éd. Crété.* *Bordier sc.*

HELIANTHEMUM VULGARE.

(P, plaine; M, montagne; M', le même, grandeur naturelle.)

BRITISH MUSEUM
NATURAL HISTORY

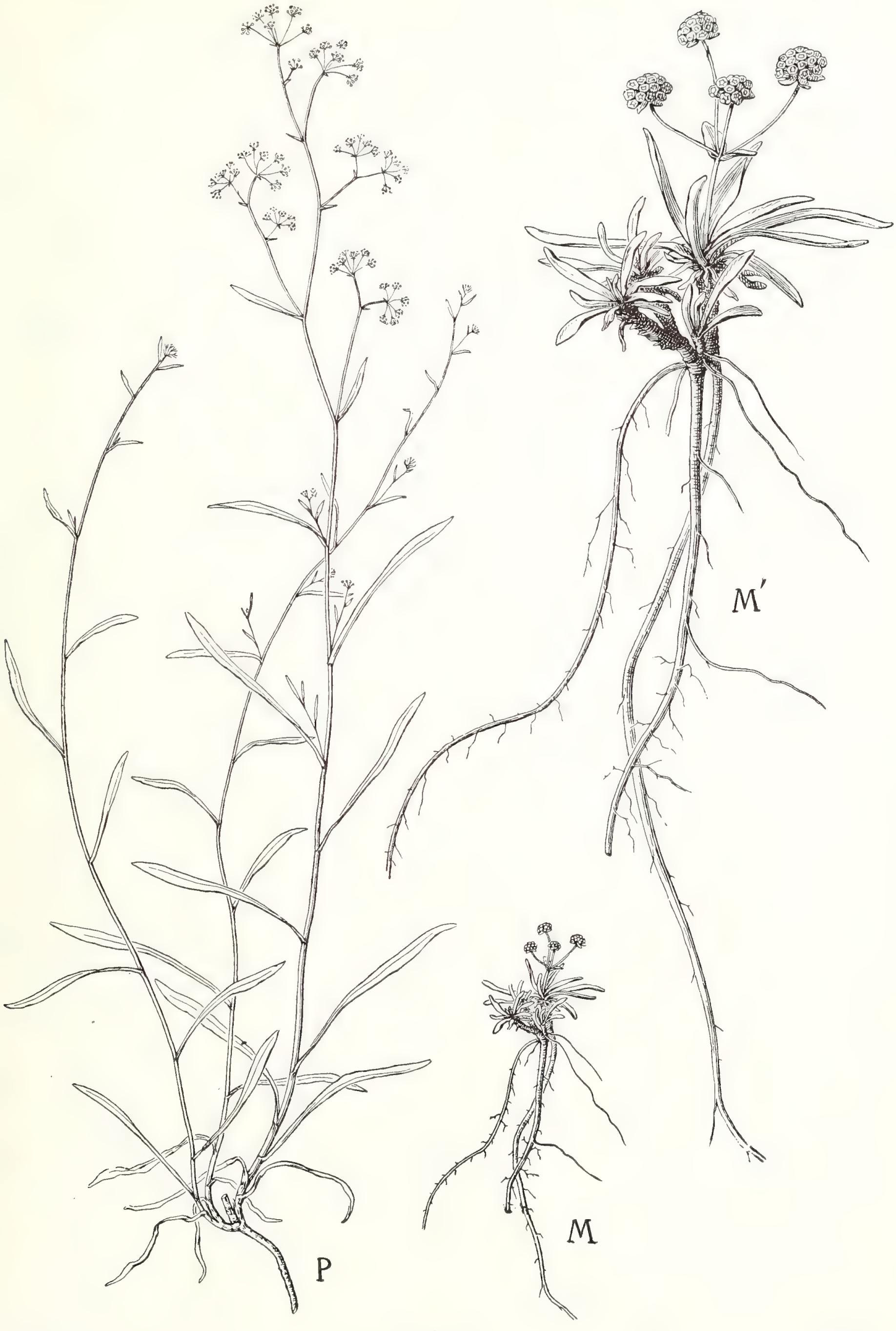


B. Herincq del. *Imp. Éd. Crété.* *Bordier sc.*

ONONIS NATRIX.

*(**P**, plaine ; **M**, montagne ; **M′**, le même, grandeur naturelle.)*

BRITISH MUSEUM NATURAL HISTORY

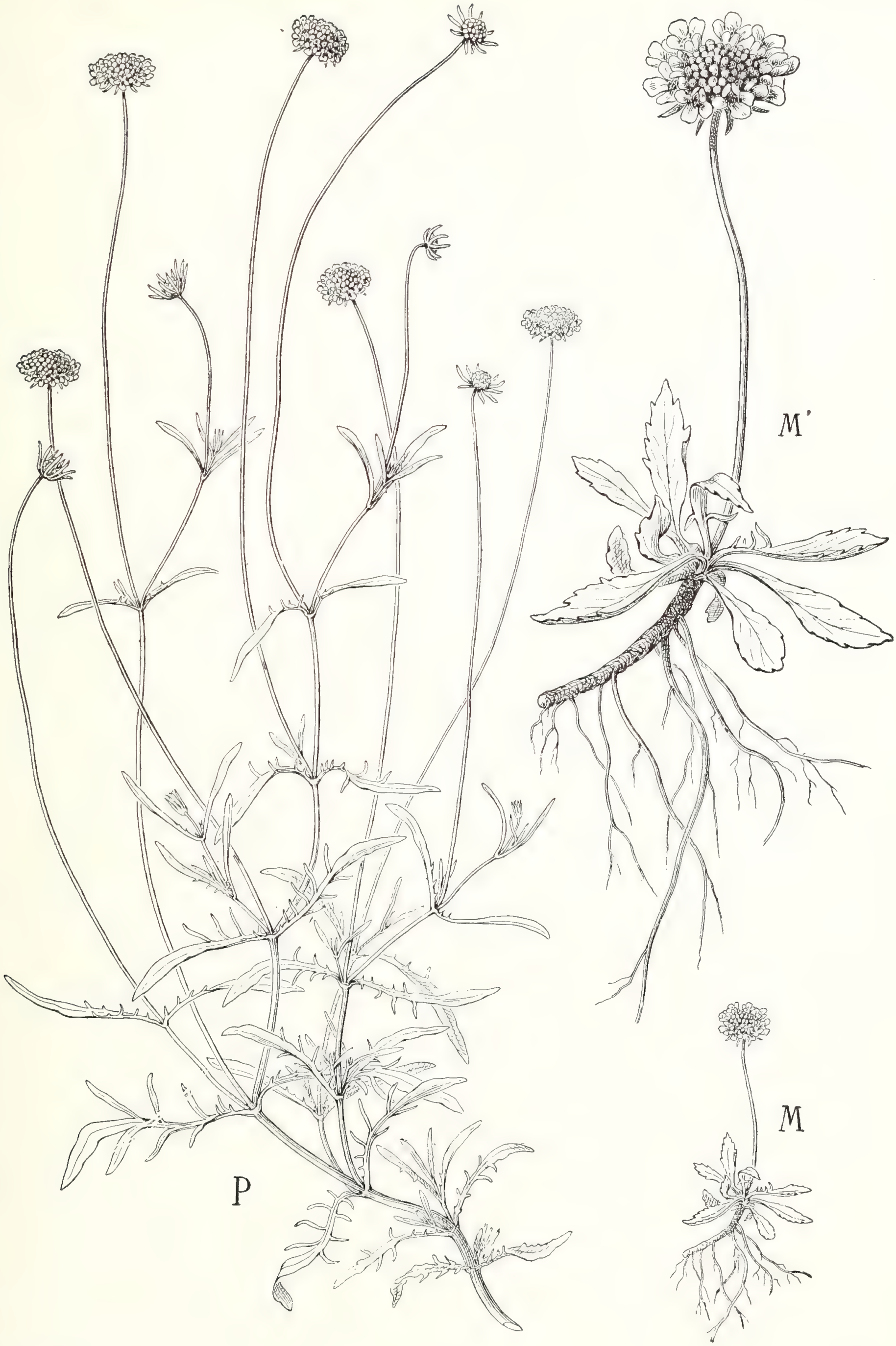


B. Herincq del. *Imp. Éd. Crété.* *Bordier sc.*

BUPLEVRUM FALCATUM.

(P, plaine ; M, montagne ; M', le même, grandeur naturelle.)

BRITISH MUSEUM NATURAL HISTORY

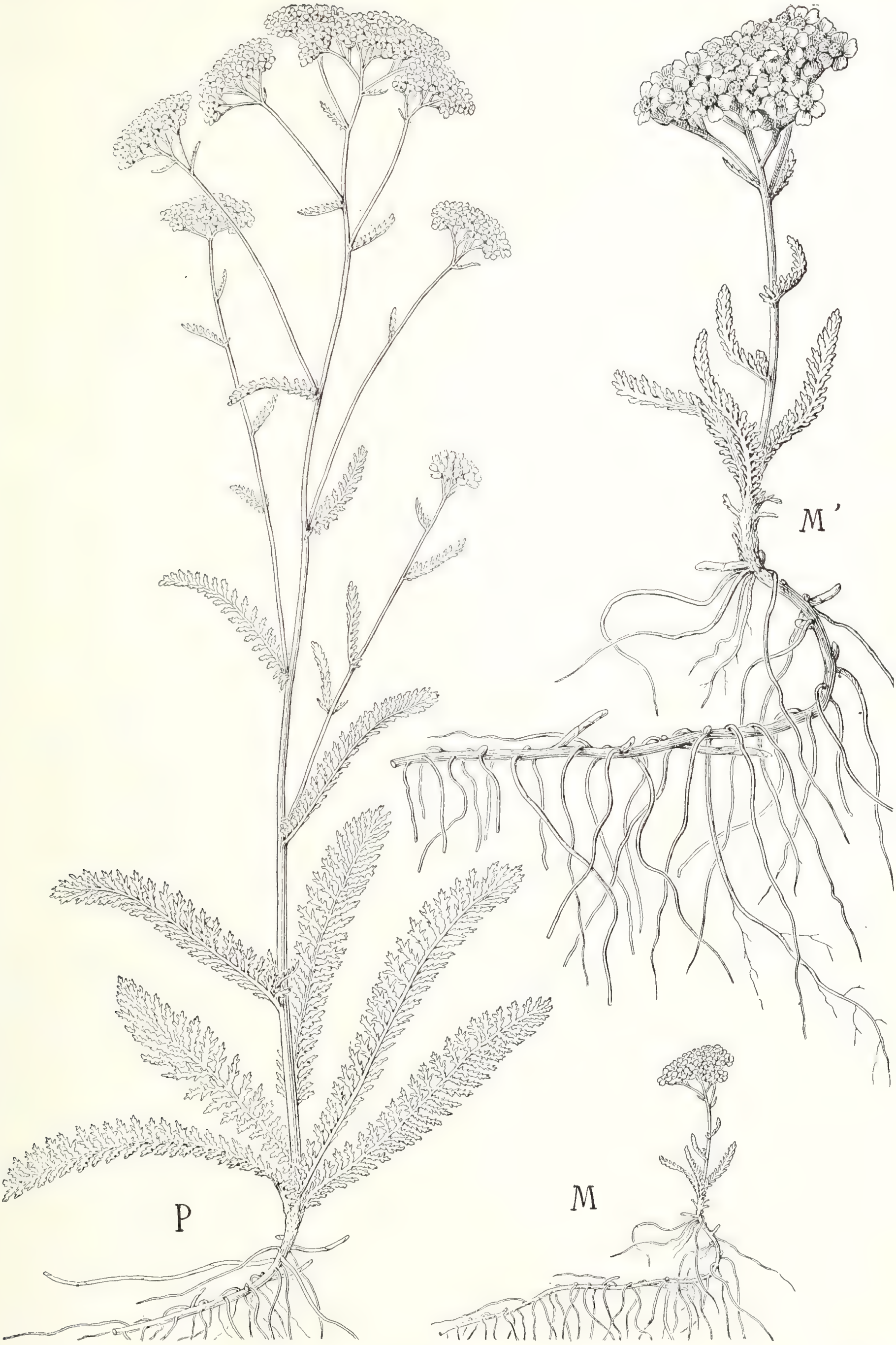


B. Herincq del. *Imp. Éd. Crété.* *Bordier sc.*

SCABIOSA COLUMBARIA.

(P, plaine ; M, montagne ; M', le même, grandeur naturelle.)

BRITISH MUSEUM
NATURAL HISTORY

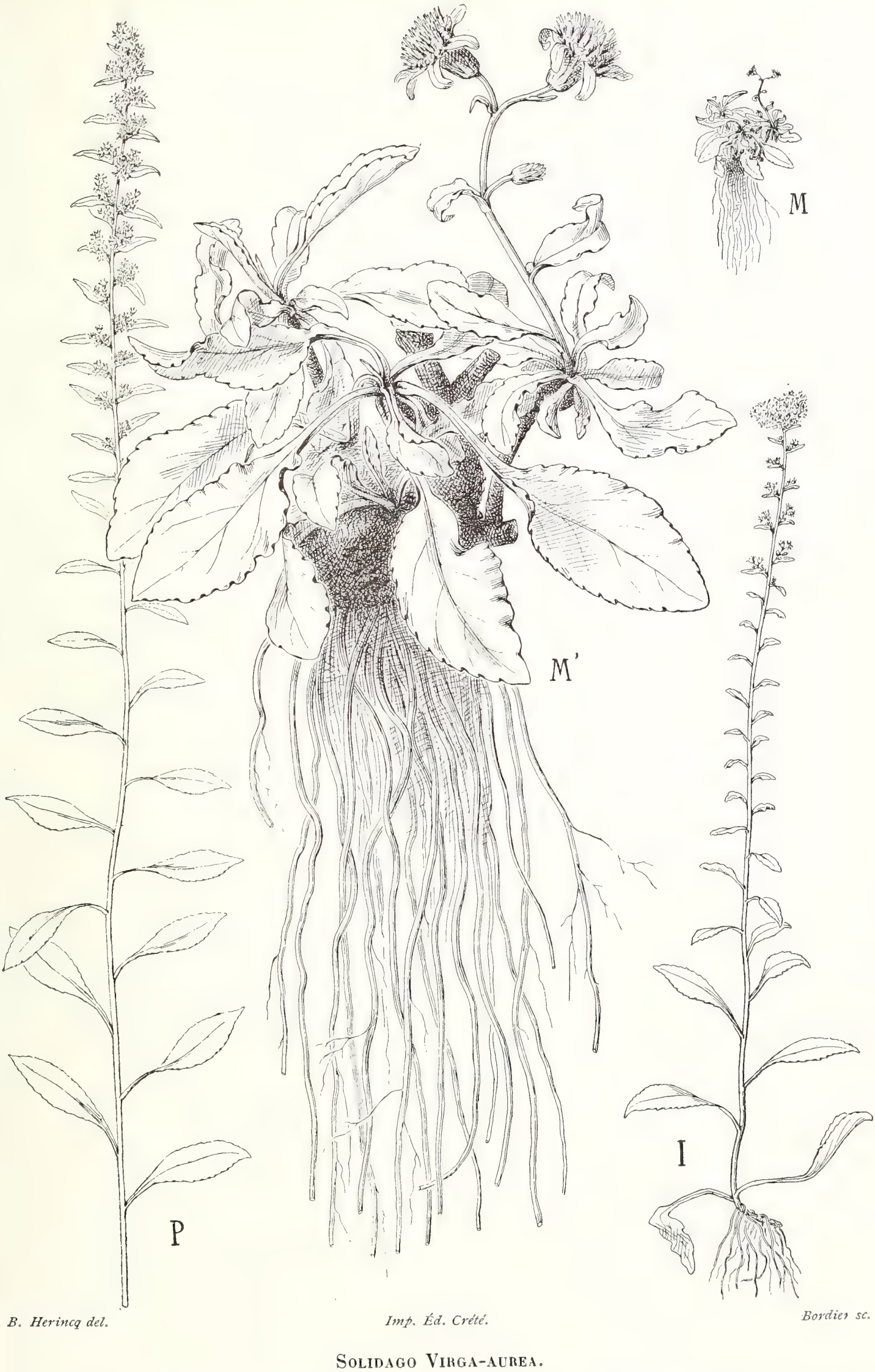


B. Herincq del. *Imp. Éd. Crété.* *Bordier sc.*

ACHILLEA MILLEFOLIUM.

(P, plaine ; M, montagne ; M', le même, grandeur naturelle.)

BRITISH MUSEUM NATURAL HISTORY



B. Herincq del.

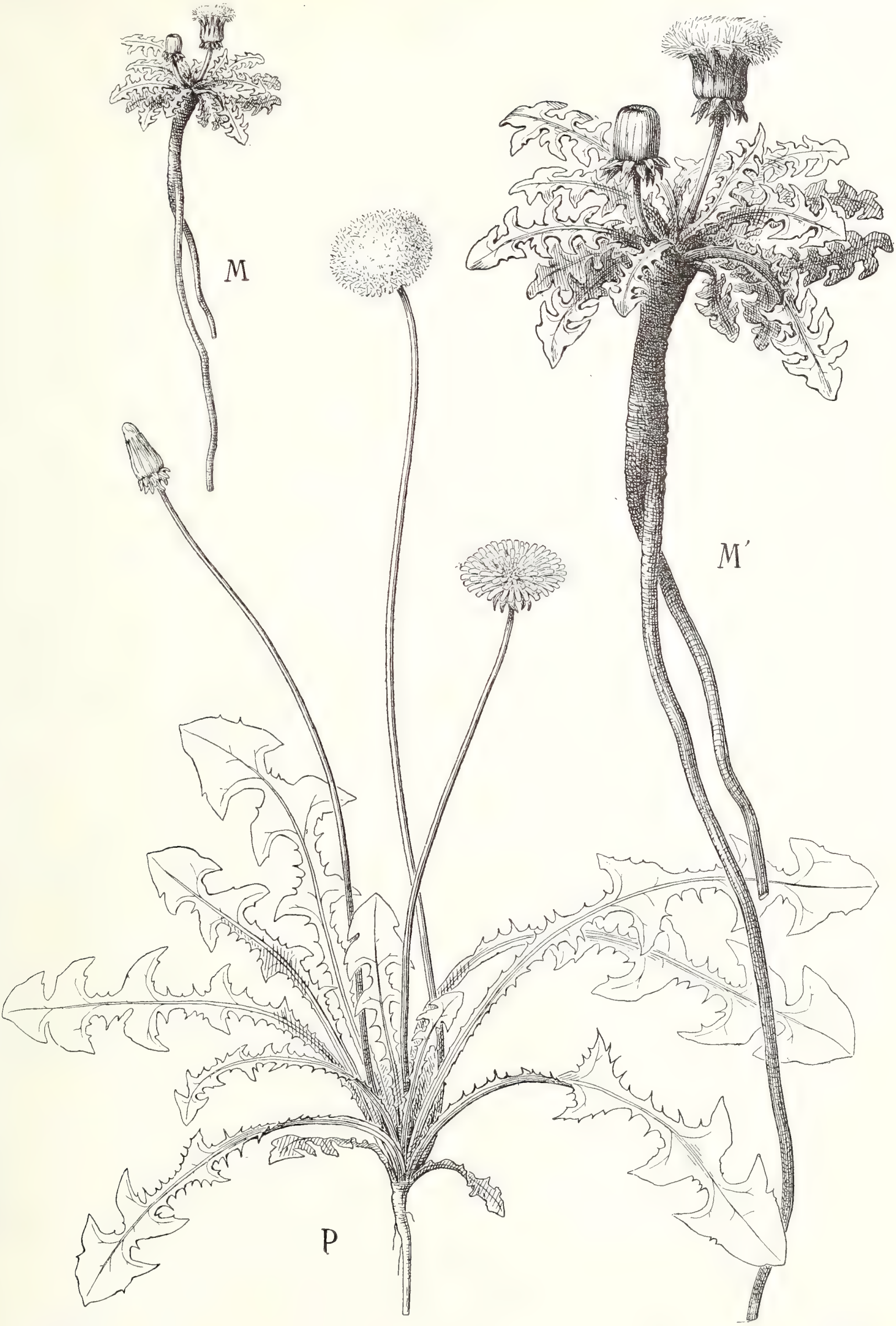
Imp. Éd. Crété.

Bordier sc.

SOLIDAGO VIRGA-AUREA.

*(**P**, plaine ; **I**, station intermédiaire ; **M**, montagne ; **M'**, le même, grandeur naturelle.)*

BRITISH MUSEUM
NATURAL HISTORY

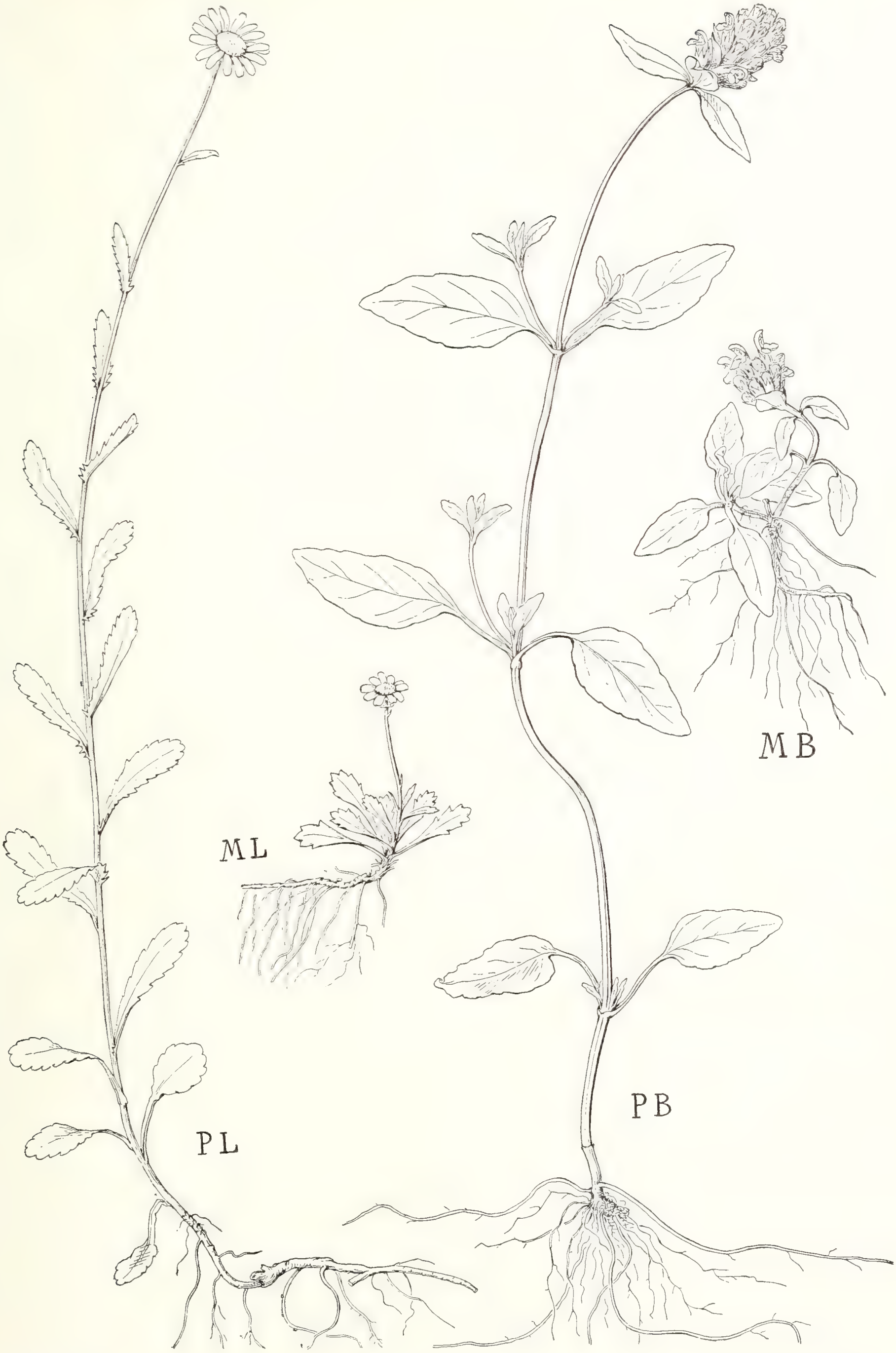


B. Herincq del. Imp. Éd. Crétc. Bordier sc.

TARAXACUM DENS-LEONIS.

(P, plaine; M, montagne; M′, le même, grandeur naturelle.)

BRITISH MUSEUM
NATURAL HIS

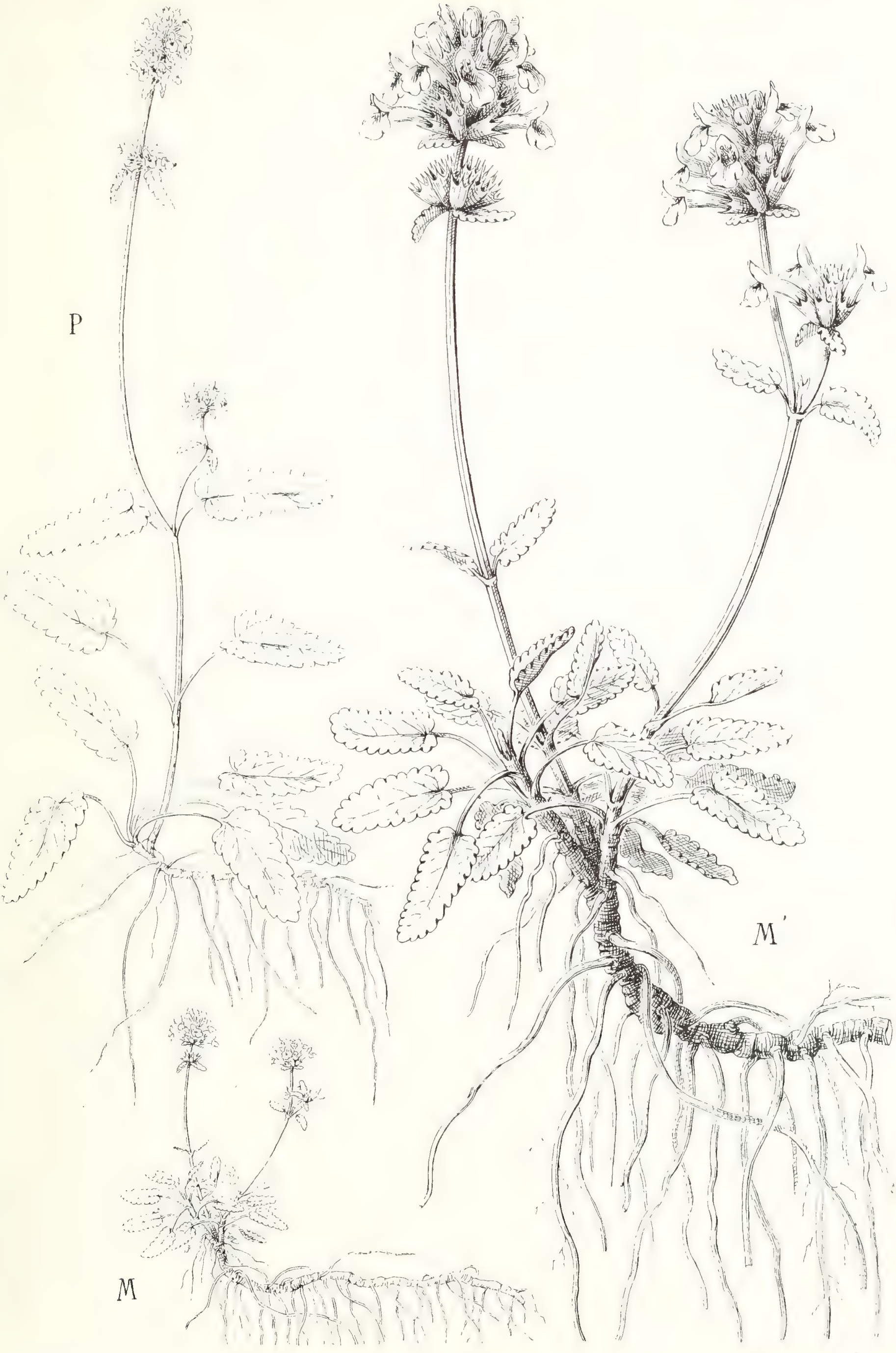


B. Herincq del. *Imp. Éd. Crété.* *Bordier sc.*

LEUCANTHEMUM VULGARE et BRUNELLA VULGARIS.

(PL, PB, plaine; ML, MB, montagne.)

BRITISH MUSEUM NATURAL HISTORY

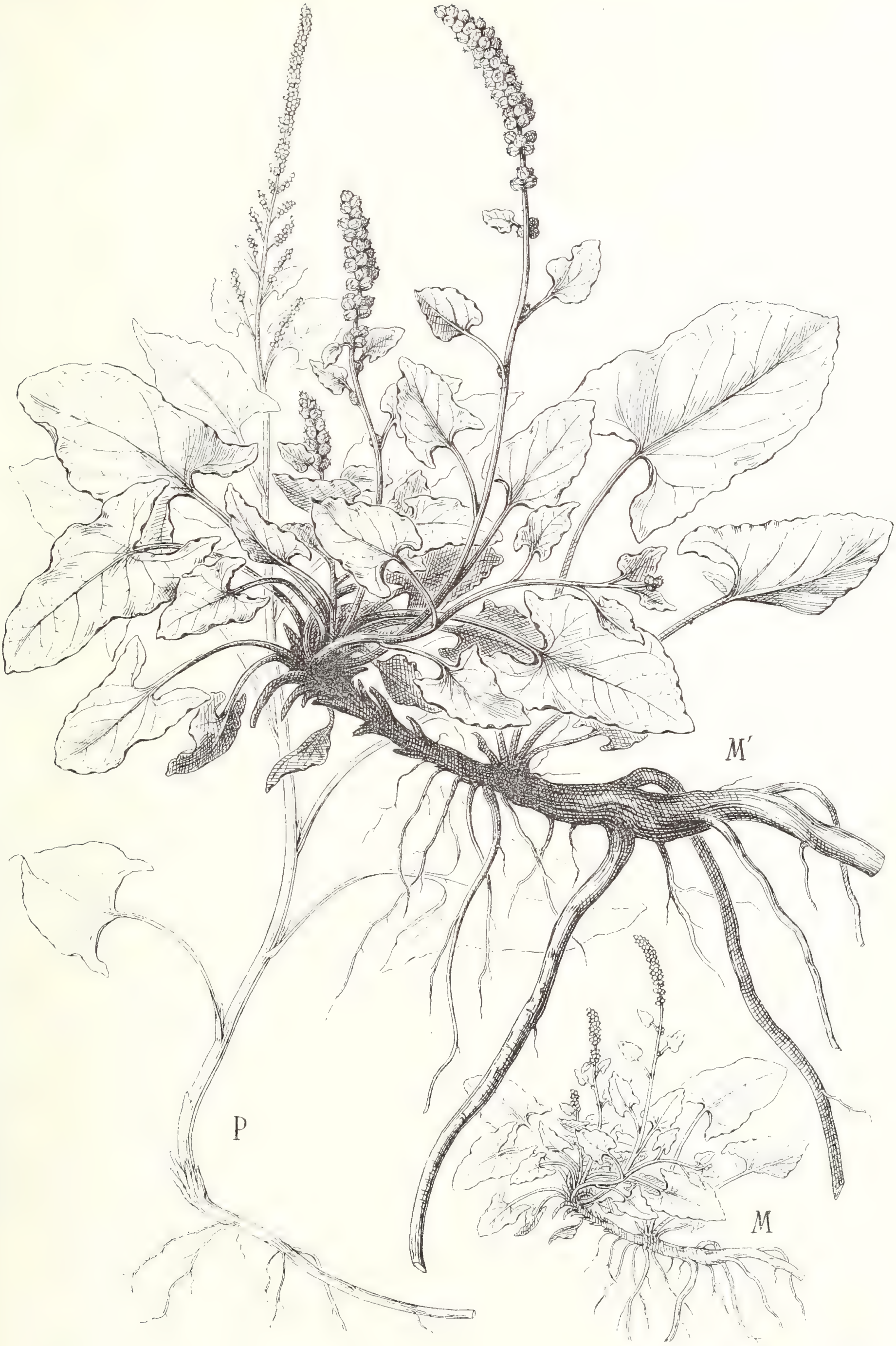


B. Herincq del. *Imp. Éd. Crété.* *Bordier sc.*

BETONICA OFFICINALIS.

*(**P**, plaine ; **M**, montagne ; **M'**, le même, grandeur naturelle.)*

BRITISH MUSEUM NATURAL HISTORY



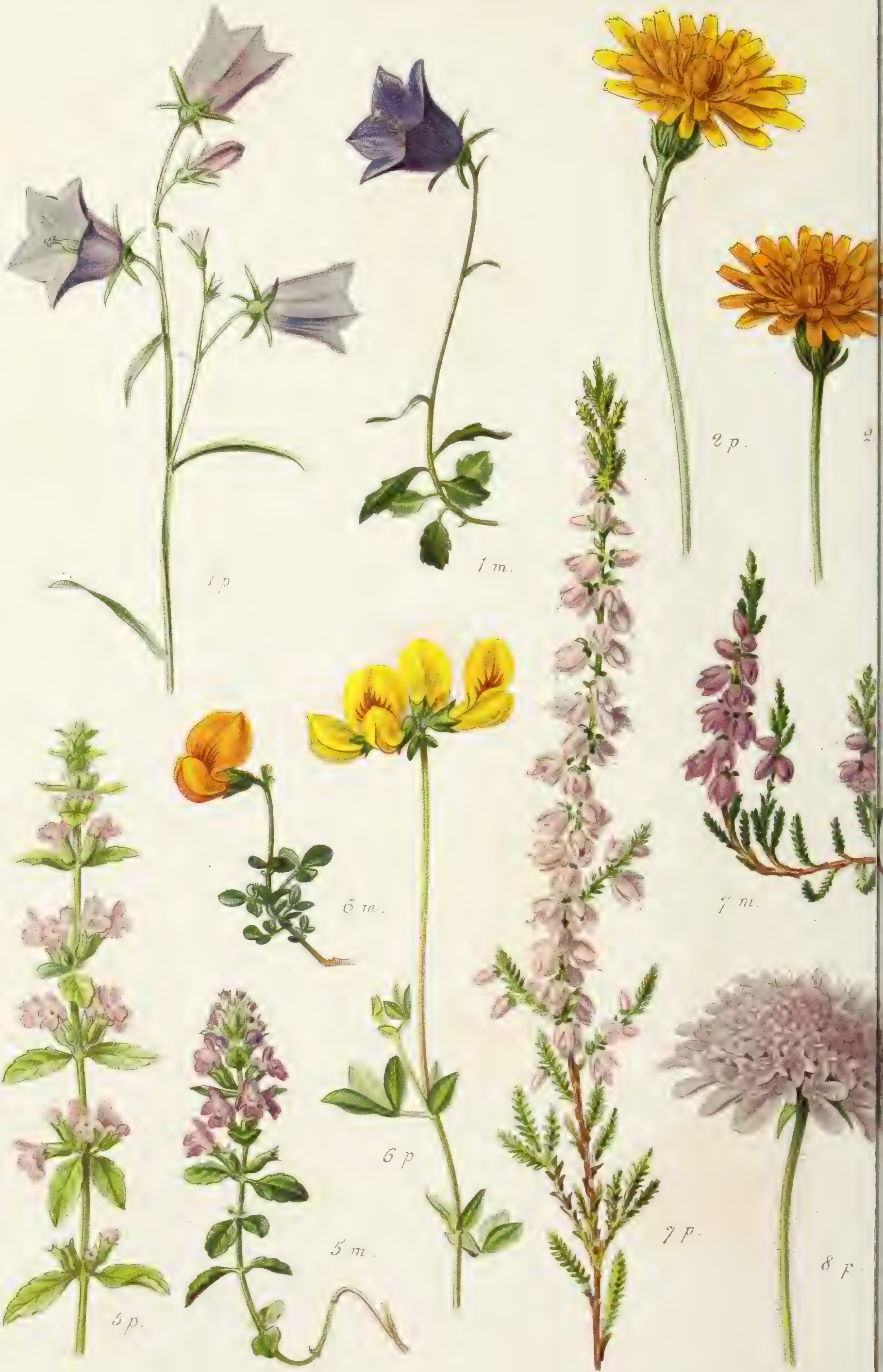
B. Herincq del. *Imp. Éd. Crété.* *Bordier sc.*

CHENOPODIUM BONUS-HENRICUS.

*(**P**, plaine ; **M**, montagne ; **M′**, le même, grandeur naturelle.)*

BRITISH MUSEUM
NATURAL HISTORY

Ann. des Scienc. nat. 7^e Série.

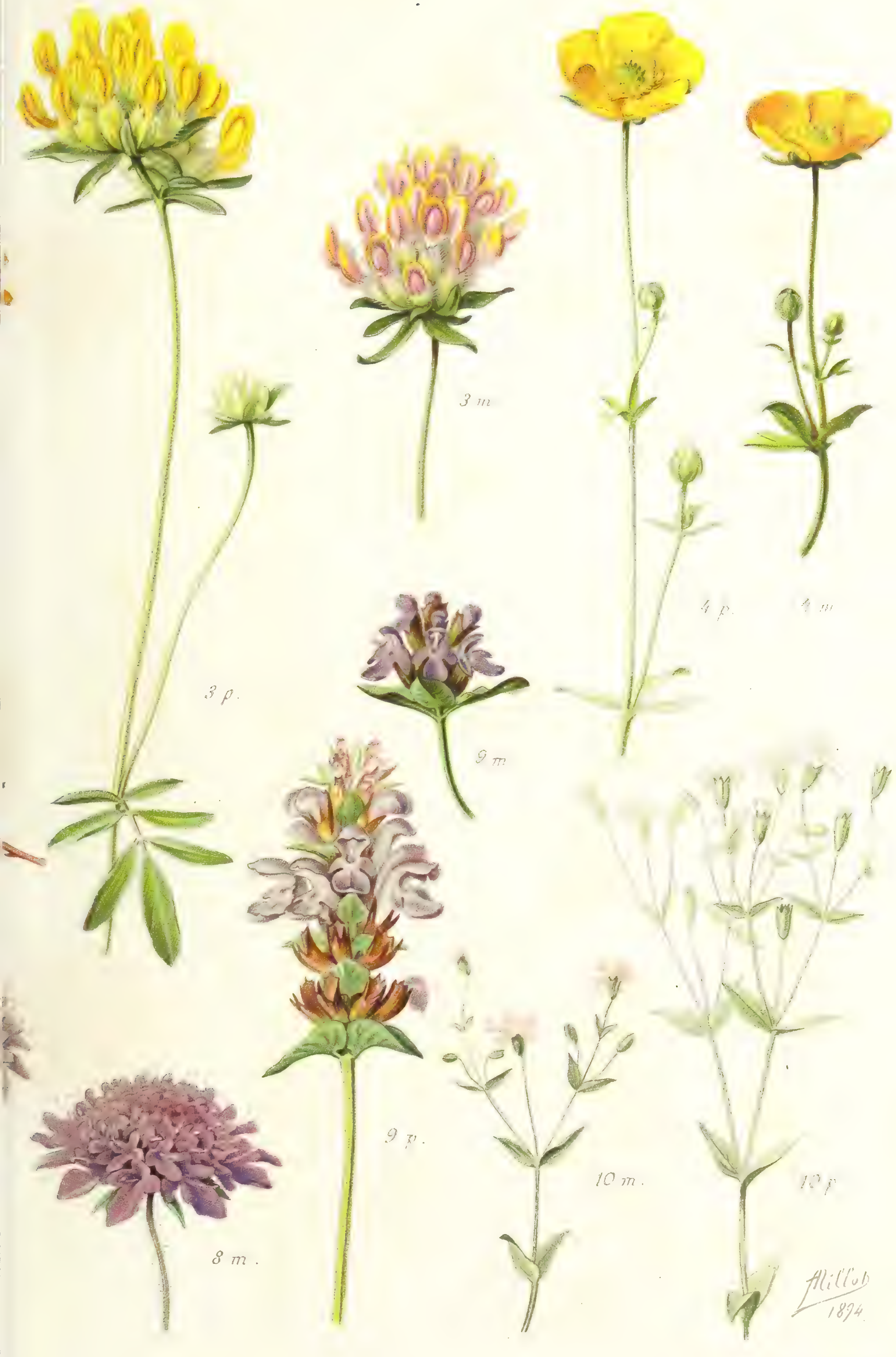

1 p
1 m.
2 p.
2
7 m.
6 m.
6 p
5 m.
5 p.
7 p.
8 p.

Millot del.

Cultures des mêmes plant

(p. plaine

Imp. Distribué P


3 m
3 p.
4 p.
4 m
9 m
9 p.
8 m.
10 m.
10 p.
Millot 1894
Margelidon lith.

, en plaine et en montagne.

m. montagne.)

— G. Masson Editeur.

BRITISH MUSEUM NATURAL HISTORY